

ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME XI

1^{er} MARS 1933

N° 2

MÉMOIRES ORIGINAUX

GLOSSINES DU GABON OCCIDENTAL

Par H. GALLIARD

Au cours de recherches effectuées au Gabon, en 1930, pendant la saison sèche et une partie de la saison des pluies (1), j'ai pu établir l'existence de cinq espèces de glossines :

Glossina palpalis Robineau-Desvoidy 1830, *Glossina fusca* Walker 1873, *Glossina tabaniformis* Westwood 1850, *Glossina pallicera* Bigot 1891, *Glossina haningtoni* Newstead et Evans 1922.

Les trois premières étaient déjà connues dans la région, *G. pallicera* et *G. haningtoni*, très rares d'ailleurs, puisqu'il n'en a été trouvé qu'un spécimen de chaque, n'y avaient pas encore été signalées.

Glossina fusca Walker 1873

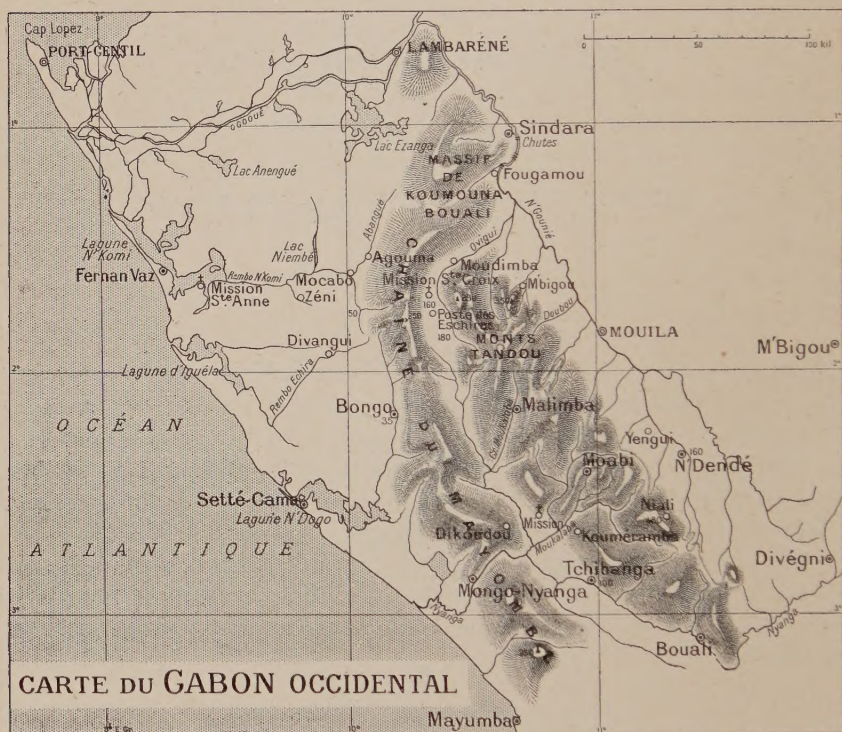
Cette espèce de grande taille est très répandue sur la côte d'Afrique, depuis la Guinée française jusqu'à l'estuaire du Congo. Sa limite nord de répartition traverse le Cameroun, l'Oubanghi-Chari, atteint le nord du lac Albert et dépasse le lac Victoria. Sa limite sud aboutit au Tanganyika.

(1) Comme on le voit sur la carte, la région prospectée est comprise dans le quadrilatère formé par l'Ogooué au nord, la Nyanga au sud, l'Océan à l'ouest et la N'gounié à l'est. Elle est traversée par deux chaînes de montagnes dont le Mayumbe à l'ouest, et recouverte par la forêt équatoriale sauf dans une région de savane comprise entre les deux chaînes (vallée de la Moukalaba, plaine des Eschiras) et la vallée de la N'gounié.

En ce qui concerne le Gabon, elle est signalée par Sicé dans le bassin du Como. La carte donnée par Martin, Lebœuf et Roubaud la mentionne à Mayumba.

Je n'ai rencontré *G. fusca* qu'en forêt, au début de la saison sèche surtout (forêt du Mayumbe, juin). Elle s'aventure loin des cours d'eau, le long des pistes.

Par contre, au mois de juillet, dans la forêt du massif oriental qui



sépare les savanes de la Moukalaba et de la N'gounié, elle quittait peu les abords des cours d'eau et elle s'y trouvait étroitement associée à *G. palpalis*. Le degré hygrométrique de l'air était moins élevé à cette époque qu'au début de la saison sèche, ce qui pourrait expliquer peut-être ce changement. Elle existait souvent en nombre supérieur à *G. palpalis* : par exemple, 3 *G. fusca* pour 1 *G. palpalis* au village de Moulounda (400 mètres), en nombre égal à Niali, point culminant de la chaîne (480 mètres). Plus tard, malgré une augmentation nette de la température, en août et au début de septem-

bre, *G. fusca* était pratiquement introuvable, mais reparut peu avant les premières pluies (à partir du 15 septembre).

Pour Schwetz (1919) d'ailleurs c'est une espèce forestière par excellence ; elle reste près de l'eau si la forêt galerie n'a pas plus de 200 mètres de large, elle s'en écarte quand la forêt s'étend, pouvant même se trouver loin de toute piste humaine ou animale. Sa localisation peut d'ailleurs varier suivant les régions, puisque Kinghorn l'a trouvée dans la forêt clairsemée intermédiaire entre la jungle épaisse et la savane herbeuse. Pour Frew (Sierra Leone, 1929) elle est également ubiquiste, mais ne s'éloigne jamais de l'ombre épaisse. Au Kenya (Beven, 1925), on la trouve dans un pays sec à végétation clairsemée. De même en Angola, elle a été rencontrée avec *G. palpalis* loin de toute collection d'eau, dans une région de savane herbeuse, à une époque où le degré hygrométrique de l'air était peu élevé (Almeida et Rebelo, 1927).

G. fusca est considérée généralement comme une espèce crépusculaire. Pour Sanderson (1911), Schwetz (1919), elle ne deviendrait active qu'après le coucher du soleil ; elle est donc vespérale surtout et nocturne ; on la capture rarement le matin ; Schwetz a constaté de plus qu'elle ne piquait pas s'il faisait froid. Il m'a semblé cependant que son activité était surtout diurne et la même tout le long du jour ; je ne l'ai jamais rencontrée la nuit, ni au dehors, ni à l'intérieur des cases. Il est vrai que mes recherches ont eu surtout lieu en saison sèche et il est possible que la température nocturne, descendant à 11°-12° fut suffisamment basse pour inhiber son activité pendant cette période, comme je l'ai constaté nettement pour *G. tabaniformis*.

Localités : Forêt du Mayumbe, entre Mayumba et Tchibanga (juin), forêt du massif oriental (juillet-août), Mayumbe entre Eschiras et Mokabo (octobre).

Glossina tabaniformis Westwood 1850

Sa répartition géographique est plus réduite que celle de *G. fusca*. On la connaît dans la Sangha, la Lefini, l'Alima et on vient de la signaler en Guinée espagnole (Gil Collado). En ce qui concerne le Gabon, Newstead donne comme localités : Rivière Ogooué et Mayumba (1).

C'est une espèce qui est considérée surtout comme forestière

(1) Tous les spécimens du groupe *fusca*, existant dans la collection du Laboratoire de parasitologie de la Faculté de médecine de Paris et provenant de Mayumba (E. Brumpt, 1903) appartiennent à cette espèce.

(Simpson, 1914, Roubaud, 1922, Schwetz, 1922, 1920, 1931). Suivant ce dernier auteur, on la trouve le long des sentiers et, en général, loin de l'eau comme *G. fusca* ; elle est surtout crépusculaire mais elle peut être réveillée à toute heure du jour.

Au Gabon, à la période où les recherches ont été faites, *G. tabaniformis* était très abondante sur la côte, à la fin de la saison des pluies. A Mayumba (fin de mai, début de juin), ces mouches vous assaillaient sur la plage en plein vent, quand il y avait du soleil. Un peu plus loin dans les terres, derrière le rideau d'arbres qui sépare en deux la barre littorale, c'étaient de véritables essaims. Il en existait aussi de l'autre côté de la lagune, mais toujours dans les espaces découverts et uniquement auprès des cours d'eau.

Je ne l'ai trouvée nulle part en forêt, dans la zone prospectée, sauf le long des fleuves aux rives bien dégagées ou à végétation basse et peu touffue. Par contre, elle abondait en certains points de savane et, tout au moins à cette période de l'année, elle semble rechercher les points d'eau mais fuir l'ombre. A Tchibanga, elle n'existait pas dans la forêt galerie, le long de la Nyanga, mais auprès d'un petit affluent qui passe près du poste, en plein jour, dans un endroit absolument dépourvu de végétation. Exceptionnellement, un seul spécimen a été capturé, loin de toute collection d'eau, dans cette bande de végétation assez dense, qui se trouve à la lisière de la savane et au pied du massif tabulaire forestier séparant la vallée de la Nyanga de celle de la N'gounié.

Pendant la saison sèche, elle était surtout diurne. En octobre, par contre, au moment des premières fortes pluies, au bord de la lagune de Fernan-Vaz, elle était uniquement nocturne : tous les soirs à la même heure, quelques spécimens pénétraient dans les cases, attirés par la lumière.

Localités : Mayumba (mai), Tchibanga (juin, juillet), gué de la Moukalaba, près de Nyanga-Vembé, Mourindi (juillet), N'dendé (rives de la Dollé, août), Mouïla (rives de la N'gounié), Eschiras, près de l'Ovigui (septembre), bords du Rimbo N'Komi, depuis Mokabo jusqu'à la lagune de Fernan-Vaz (octobre).

***Glossina haningtoni* Newstead et Evans 1922**

Cette espèce, relativement rare, puisqu'elle n'a été signalée jusqu'à présent que dans deux localités, ressemble beaucoup à *G. fusca* par ses caractères extérieurs, mais l'armature génitale du mâle est tout à fait différente.

Le spécimen unique récolté au Gabon, un mâle, diffère de

G. fusca, en outre des caractères signalés par Newstead et Evans, par la disposition des taches, bandes ou marbrures sombres, que les espèces de ce groupe présentent au niveau des différents segments des pattes.



FIG. — *Glossina haningtoni*, spécimen mâle du Gabon. Armature génitale (terminologie de Patton). A, phallosome ; B, les deux sclérites du phallosome ; C, paramères (forcipules inférieurs de Newstead) ; D, cerques anaux (forcipules supérieurs de Newstead).

Le tibia moyen présente, sur sa face externe, en plus d'un anneau sombre au niveau de la partie moyenne, comme chez *G. fusca* (chez qui, parfois, tout le segment est foncé), une tache foncée à son extrémité distale, comme le tibia postérieur. La face externe du fémur postérieur est absolument claire, alors qu'il existe toujours une bande sombre chez *G. fusca*. Le tibia postérieur présente un

anneau sombre à la partie moyenne et de plus à son extrémité distale une tache très nette et qui manque chez les trois-quarts des spécimens de *G. fusca*.

Il est vrai que ces caractères n'ont pas une valeur systématique absolue, étant donnée leur variabilité chez les divers spécimens d'une même espèce du groupe *fusca* (1).

Newstead et Evans décrivent ainsi l'armature génitale du mâle : « Harpes avec trois appendices bilatéraux ; la première paire, proximale, est longue et épineuse, la première épine étant plus courte que la seconde. Le second appendice, distal, est angulaire. Lorsqu'on l'aplatit par pression, il montre une profonde encoche sur son bord proximal. Les sclérites chitineux ventraux sont longs et s'avancent aussi loin que les appendices distaux. »

Chez notre spécimen du Gabon, il y a deux plaques chitineuses beaucoup plus nettement distinctes (voir figure, les sclérites ventraux n'ont pas été représentés) que ne le représentent Newstead et Evans. La plaque proximale est bifide, la seconde présente de légères différences avec le type figuré par Newstead et Evans.

Quoiqu'il en soit, il s'agit fort probablement de la même espèce, *G. haningtoni*.

Cette espèce est d'ailleurs assez rare et très localisée. Elle a été décrite d'après deux mâles et deux femelles provenant d'une localité de la Nigeria du sud (South Cameroons). Un autre spécimen, une femelle, avait été récolté par R. Mayné dans le Mayumbe du Bas-Congo (Makaia N'Tète) en 1917 (2).

C'est donc, du moins à ma connaissance, la troisième localité connue pour cette espèce.

Localité : Au Gabon, le spécimen a été récolté aux environs de Tchibanga (cir. de la Nyanga), gué de la rivière Macouatchi (forêt galerie), à la limite de la savane et du plateau forestier oriental (juin 1930) (3).

Glossina pallicera Bigot 1891

Cette espèce du groupe *palpalis* est connue sur la côte occidentale d'Afrique, depuis le Liberia jusqu'au Cameroun (Douala) et au centre du continent africain, au Congo belge.

(1) *Ann. trop. Med. and Parasit.*, XVI, 1922, p. 51.

(2) Voir Newstead, *loc. cit.*, p. 79.

(3) Au Nigeria, ces glossines proviennent d'une région montagneuse et forestière, traversée de nombreux cours d'eau, à l'endroit où le terrain s'élève vers les hauts-plateaux du nord.

C'est, en général, une espèce forestière, ne s'écartant pas des bords des cours-d'eau, et pour certains (Fell, 1912) sa biologie est identique à celle de *G. palpalis*.

Localité : Je n'en ai trouvé qu'un seul spécimen femelle, à la lisière de la forêt des Monts Tandou et de la savane des Eschiras, sur les berges de l'Ovigui : c'était une localité où *G. palpalis* était particulièrement abondante à cette époque.

Glossina palpalis Robineau-Desvoidy 1830

C'est naturellement l'espèce la plus répandue dans toute la région. Il y a des variations locales assez importantes, mais en saison des pluies, sa répartition doit être très uniforme. Il est peu probable, d'autre part, qu'il se produise ici des migrations saisonnières importantes déterminant le passage d'une région à l'autre, de la savane à la forêt, de la plaine à la montagne, ou inversement, comme l'ont signalé, dans d'autres régions, certains auteurs (Roubaud, Simpson, Sorel, Thiroux, Macfie).

Ici, pendant toute la saison sèche, les gîtes permanents sont nombreux, étant donnés les caractères du pays, sa végétation, le degré hygrométrique de l'air, la persistance de nombreux cours-d'eau secondaires et de collections d'eau stagnante même en savane.

A la fin de mai, au moment de la cessation des pluies, *G. palpalis* se rencontrait peu sur la côte. A Mayumba, elle était beaucoup moins abondante que *G. tabaniformis* et il fallait traverser la lagune pour la trouver en nombre appréciable. Dans la forêt du Mayumbe elle était rare et on ne la trouvait que strictement auprès des cours d'eau.

Il est généralement admis que les glossines sont plus abondantes pendant les pluies et on observe un minimum après la saison sèche. Dans certains cas, c'est l'inverse et le maximum de fréquence a été signalé, en Rhodésie, deux mois après la cessation des pluies (Kingham et Montgomery). Pour Brohez (1907) le nombre des mouches observé en saison sèche doit être plus grand étant donnée la nécessité plus grande de se nourrir.

Quoiqu'il en soit, pendant la saison sèche, en forêt, où le nombre des glossines est toujours faible, les variations en cette saison sont beaucoup plus difficiles à déterminer nettement qu'en savane. Le long de la Nyanga, à Tchibanga (juin), *G. palpalis* abondait. Le fleuve est large à ce niveau ; sur les bords la forêt galerie est peu dense, large de quelques dizaines de mètres par endroits. Les glossines trouvaient surtout un refuge dans les frondaisons qui s'avancent

cent très loin parfois au-dessus de l'eau, à la face inférieure des feuilles. A cette époque, elles attaquaient en plein jour, au milieu du fleuve, surtout au moment où le soleil se montrait et disparaissaient dès que les nuages le cachaient. Il suffisait d'approcher du bord et de débarquer à l'ombre des arbres pour être à l'abri.

Dans la région de la savane située entre les deux chaînes de montagne, les pistes sont constamment coupées par de petits marigots accompagnés d'une bordure de végétation peu dense. Il y persiste souvent des mares résiduelles jusqu'à la fin de la saison sèche. Même lorsque le lit en est complètement desséché, l'ombre est suffisante sans en être excessive, l'humidité assez grande pour que les glossines y demeurent parfois en grand nombre, sans être obligées d'émigrer vers les cours d'eau plus importants et permanents. Chaque village est en général construit à quelques mètres d'un de ces gîtes qu'il serait facile de débroussailler avec un minimum d'effort et de dépense. Les chefs de village sont tenus de faire débroussailler la piste et de la maintenir en état ; on pourrait les charger également de faire de même aux gués et aux points d'eau.

Ici, en somme, pendant la saison sèche, comme en beaucoup d'autres régions d'ailleurs, *Glossina palpalis* se trouve toujours près de l'eau et ne s'en écarte pas. Elle recherche l'ombre quand elle n'est pas trop épaisse et quand les collections d'eau sont réduites (mares résiduelles en savane). Au contraire, quand la forêt est trop dense, trop obscure, elle reste en bordure sans jamais chercher à y pénétrer (1). Il est d'ailleurs possible que la biologie soit modifiée plus tard, au milieu de la saison des pluies. Ainsi Mendes à l'île du Prince (1909) a constaté que les mœurs de cette glossine étaient telles que je les ai décrites plus haut en saison sèche, mais que pendant les pluies on pouvait la rencontrer dans les localités dépourvues de toute végétation.

Pour Fiske, deux types de végétation sont nécessaires à *G. palpalis* : l'ombre épaisse pour les mouches au repos, l'ombre plus légère pour les mouches en activité et pour leur ponte. En ce qui concerne les gîtes à pupes, il semble qu'ils n'aient ici rien de très caractéristiques ; c'est le sable sec des berges à quelques mètres du lit du cours d'eau, à l'abri d'un tronc d'arbre abattu (Mokabo, octobre), ou au voisinage de palmiers déracinés par les éléphants (Bongo, septembre).

(1) Dans certaines régions, sa biologie est bien différente. Ringenbach au Congo français (1914), Kinghorn au Gold Coast (1911), Nabarro et Grieg (1905) en Uganda, Wellmann en Afrique portugaise (1906), Almeida et Rebelo en Angola (1927) l'ont trouvée dans la savane dépourvue de toute végétation sauf de hautes herbes, près ou parfois très loin des cours d'eau.

Il est difficile d'apprécier de façon très nette les variations saisonnières des glossines (1). Mais on peut constater une certaine recrudescence au début du mois d'août. Ici encore les conditions locales interviennent car nous avons pu faire 30 kilomètres en pirogue sur la N'gounié en voyant à peine quelques-unes, alors que quelques jours plus tôt à N'dendé elles étaient nombreuses sur les rives de la Dollé.

C'est vers le milieu de septembre, au moment où les premières grandes pluies tombent, mais avec d'assez grandes intermittences, que le nombre des glossines augmente dans des proportions importantes. Le degré hygrométrique de l'air et la température s'élèvent alors. Quand les pluies s'installent de façon définitive, vers le début d'octobre, le nombre diminue de nouveau ; à ce moment, les pluies commencent à inonder la forêt, le niveau des cours d'eau monte et l'on comprend fort bien qu'à cette période, la reproduction s'arrête nécessairement, le sol devenant impropre à l'habitat et à l'évolution des pupes.

Pour certains auteurs, la distance de vol à certaines périodes peut être assez importante au moment des migrations saisonnières. En ce qui concerne la distance à laquelle *G. palpalis* pourchasse l'homme, je ne l'ai jamais vue quitter les bords immédiats de l'eau surtout quand la forêt est épaisse : elle n'en franchit jamais la lisière. Pendant les heures de la journée, je ne l'ai jamais vue transportée par les indigènes alors que tous les soirs, les porteurs d'eau en rapportaient avec eux à des distances parfois assez grandes (800 mètres à Tchibanga, 1.200 mètres aux Eschiras). Dans ces conditions seulement, elles peuvent pénétrer dans les cases la nuit, attirées par la lumière exactement comme *G. tabaniformis*. A Tchibanga en 4 jours, j'ai pu en récolter dans une case, le soir, une dizaine d'exemplaires, uniquement des mâles (2).

Proportion des sexes. — La plupart des auteurs admettent que le nombre des mâles est toujours plus grand que celui des femelles dans le cas de *Glossina palpalis*. Fiske (1920) a cherché à établir les lois de ces proportions et de leurs variations. Pour cet auteur, lorsque l'hôte préféré est abondant dans une région donnée, le nombre des femelles est inférieur à celui des mâles dont les besoins alimentaires sont moins impérieux et l'homme est peu attaqué. Il en

(1) On peut prendre évidemment comme criterium le nombre de glossines capturées par boy et par heure, mais on n'obtient jamais que des chiffres très approximatifs quand on n'utilise pas toujours les mêmes individus, et même dans ce cas, le contrôle est bien difficile.

(2) C'est ce transport des mouches par l'homme qui explique la découverte de pupes très loin de points d'eau.

résulte qu'en faisant disparaître ces hôtes, l'on peut augmenter le nombre des femelles et par conséquent accroître les risques courus par l'homme. De plus, le nombre des mâles est très supérieur dans les endroits abrités humides et l'inverse se produit aux points où la végétation est défavorable. Pour Fiske, par conséquent, les pourcentages généraux obtenus dans une région étendue donnent l'indice de l'abondance des hôtes défavorables et par conséquent du degré de protection de l'homme, alors que les chiffres locaux sont déterminés par les caractères favorables ou défavorables du milieu environnant. Les recherches des différents auteurs semblent, dans une certaine mesure, corroborer ces lois, bien que certains faits puissent être interprétés différemment. De plus on a recherché si la proportion des sexes pouvait varier suivant les saisons et l'intensité des pluies, mais ici les faits sont tout à fait contradictoires et Carpenter (1919) a montré que seules interviennent les conditions locales.

En ce qui concerne les régions que j'ai parcourues, la proportion des femelles était constamment supérieure à celle des mâles sauf certaines exceptions, en forêt, où le nombre des mâles devenait double de celui des femelles. Mais, en forêt, le pourcentage ne pouvait porter que sur un nombre de *G. palpalis* toujours faible et il était difficile d'en capturer plus de 15 à 20, alors qu'en savane, pendant le même laps de temps, on capturait facilement 60 ou 80 exemplaires.

Le pourcentage général a été, sur 1.500 exemplaires environ, de 58,6 femelles et de 41,5 mâles. Il n'y a guère de modifications suivant la saison, depuis le début de la saison sèche jusqu'au moment où les pluies s'installent définitivement. Il semble cependant que la proportion journalière des femelles baisse après les pluies, en juin et juillet. Elle se relève vers le début d'août et atteint son maximum au moment des pluies (novembre).

Si les lois de Fiske sur la proportion des sexes sont exactes, il faut donc admettre que les hôtes préférés sont rares dans la région et que les glossines ne peuvent guère se nourrir que sur l'homme. Il est possible qu'en cette saison cette hypothèse soit exacte : les crocodiles et les hippopotames étaient rares dans la Nyanga ; les buffles en savane ne fréquentent guère les points d'eau que la nuit et sont surtout abondants pendant les pluies ; les éléphants se rencontrent surtout en forêt ; les singes par contre sont nombreux partout, ainsi qu'en certains points, les antilopes. De plus, d'après ces mêmes lois, puisque l'on trouve ici plus de femelles que de mâles, c'est que les gîtes sont partout défavorables ; l'hypothèse est inadmissible.

Fiske a montré en outre que, lorsqu'on capture des glossines en un point donné, on trouve souvent plus de mâles que de femelles, puis, au bout d'un certain temps, la proportion est inversée. Cet auteur donne de ce fait l'explication suivante : les mâles volent tout en restant sur place alors que les femelles, se déplaçant le long des forêts galeries, sont constamment renouvelées. La diminution du pourcentage des mâles provient donc de ce que l'on en épuise rapidement le nombre par capture, alors que celui des femelles, dont la proportion semble augmenter, reste constant.

Il est certain, en effet, que la proportion des sexes est variable suivant les moments de la journée. J'ai pu séjourner quelque temps en septembre dans la région des Eschiras et faire, dans des conditions acceptables, quelques observations sur les bords de l'Ovigui, au moment des premières pluies. J'ai pu constater que la proportion des sexes était, en effet, variable, mais ces variations n'étaient pas dues à un épuisement des mâles par capture. En effet, la proportion des mâles, toujours inférieure à celle des femelles, était de 37 p. 100 le matin, passait par un minimum vers 1 heure (28 p. 100) et atteignait son maximum le soir (46 p. 100). Il y a, de plus, le soir, augmentation en valeur absolue, du nombre des mâles. On peut admettre qu'ils sont plus actifs à basse température, au début et à la fin du jour.

Ainsi l'on n'arrive pas à épuiser le nombre des mâles par capture pendant les premières heures comme le pensait Fiske. De plus, lorsque l'on répète l'opération plusieurs jours de suite, on constate que le nombre total des glossines diminue peu et la proportion des mâles reste constante chaque jour pour une heure donnée.

L'hypothèse de Fiske sur le renouvellement est donc exacte pour les femelles, mais elle doit également s'appliquer aux mâles.

L'épuisement d'un gîte par capture des glossines, mâles et femelles, peut d'ailleurs s'effectuer, autant que l'on peut le juger en ne restant que quelques jours, assez facilement dans certaines conditions ; j'ai parlé de ces gîtes de savane, où, malgré la dessiccation des mares résiduelles, les glossines peuvent subsister grâce à l'ombre et au degré hygrométrique de l'air, mais où le renouvellement doit être pratiquement impossible.

Ces divers résultats pourraient d'ailleurs s'interpréter autrement. Certains auteurs ont expliqué, en effet, les variations saisonnières de la façon suivante : dans un gîte de savane, en saison sèche, le besoin d'un repas de sang est impérieux et toutes les glossines cherchent à piquer dès qu'un hôte se présente. En saison des

pluies ou dans des gîtes plus favorables, les conditions sont meilleures et une partie seulement des mouches est en activité : leur nombre paraît plus faible qu'il n'est en réalité. Ceci pourrait expliquer également le renouvellement quotidien du nombre des mouches dans certains gîtes, même en saison sèche, comme l'Ovigui où les conditions sont bonnes et son épuisement rapide par capture dans les gîtes précaires de la savane.

RÉSUMÉ

Au Gabon occidental cinq espèces de glossines ont été trouvées : *G. fusca*, *G. tabaniformis*, *G. palpalis*, *G. pallicera*, *G. haningtoni*. Les deux dernières et surtout *G. haningtoni*, sont très rares et n'étaient pas connues dans la région. *G. fusca*, pendant la saison sèche se rencontre uniquement dans les forêts, où elle est plus abondante que *G. palpalis*. Elle vit loin ou près des gîtes aquatiques suivant l'époque ; elle est diurne. *G. tabaniformis* abonde sur la côte, en savane, où elle vit en plein jour, souvent loin de toute végétation. Elle ne devient nocturne et ne pénètre dans les habitations qu'au moment des pluies. *G. palpalis* est beaucoup plus abondante en savane qu'en forêt ; elle augmente nettement en nombre au mois de septembre (premières pluies intermittentes). La proportion des mâles est en tout temps et partout inférieure à celle des femelles. Il ne semble pas que la prédominance de l'un ou l'autre sexe puisse donner d'indications utiles sur la prédilection des glossines pour l'homme ou les animaux, sur la présence ou l'absence des hôtes préférés, ni sur la nature favorable ou défavorable des gîtes.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

DEUX TYPES DE LARVES D'ANOPHELES

NOUVEAUX POUR LA CORSE

Par M. LANGERON et H. GALLIARD

En révisant le matériel larvaire que nous avons récolté en Corse avec le D^r F. Larrousse, au cours d'une prospection générale dans l'île, pendant les mois d'août et de septembre 1925, nous avons trouvé deux types de larves très différents de tous ceux qui y ont été déjà rencontrés.

On sait qu'actuellement six espèces et une variété d'*Anopheles* ont été trouvées en Corse : *A. maculipennis* Meigen, signalé d'abord par Laveran (1900), *Anopheles sacharovi* Fav. (*elutus* Edw.), *A. algeriensis* Theob., *A. hyrcanus* Pallas, signalés par E. Brumpt (1925) (1) ; la même année, Catanei et nous-mêmes (2) trouvions *A. bifurcatus* L. et *A. plumbeus* Stephens. Edwards a décrit également *A. plumbeus* var. *corsicanus*.

Nous rapportons une de nos larves à *A. marteri*, espèce récemment décrite en Algérie par Sénevet et Prunelle (3). Le caractère le plus saillant est, en effet, la forme des soies palmées qui permet de différencier aisément cette espèce (6, fig.) et de la distinguer de toutes les larves du genre *Anopheles* s. str. existant dans le bassin méditerranéen, en particulier de celles d'*A. bifurcatus* (2, fig.). Les autres caractères sont également identiques : les soies clypéales antérieures sont simples, sans ramuscules latéraux comme chez *A. algeriensis* ; les postérieures sont simples, ce qui permet la différenciation avec *A. bifurcatus*. Les soies palmées thoraciques existent chez *A. marteri* (3, fig.). Bien qu'elles ne soient pas, en général, signalées chez *A. bifurcatus*, nous les avons retrouvées (3, fig.) chez une larve sur cinq de provenances diverses (Corse, Bretagne, environs de Paris) : ce caractère perd donc sa valeur pour la différenciation des espèces.

Cette larve a été trouvée à Corte (410 mètres), dans un ruisseau,

(1) *Bull. Acad. méd.*, XCIV, 1925, p. 1.

(2) *Bull. Soc. path. exot.*, XVIII, 1925, p. 655.

(3) *Arch. Inst. Past. Algérie*, V, 1927, p. 529 ; détermination confirmée par le prof. Sénevet.

sur la rive droite du Tavignano, sous la citadelle (gîte à bords herbeux avec ombellifères) (sondage n° 256).

Notre second type présent un aspect bien différent. C'est une larve



FIG. — 2, 4, 6, soies palmées du 5^e segment : 4, *A. superpictus* ; 6, *A. marteri* ; 2, *A. bifurcatus* ; 3, type des soies palmées thoraciques d'*A. marteri* et *A. bifurcatus* ; 5 et 1, soies palmées abdominales et thoraciques de notre larve critique.

au troisième stade, du genre *Anopheles* s. str. : les soies clypéales antérieures et internes sont rapprochées, les soies antennaires sont ramifiées. De plus, les soies clypéales postérieures et les soies suturales sont simples. Les soies clypéales antérieures externes et inter-

nes ne présentent pas de ramifications. Les soies palmées sont tout à fait caractéristiques (5, fig.) et très différentes même de celles d'*A. marteri*. L'épine terminale est extrêmement longue et effilée et se distingue également de celle des *Myzomyia* (voir 4, fig., les soies palmées d'*A. superpictus*). Mais les soies palmées thoraciques sont surtout remarquables (1, fig., comparer avec celles d'*A. bifurcatus* et *A. marteri*), avec leurs denticulations latérales et la longueur de l'épine terminale : c'est, il nous semble, tout au moins pour le genre *Anopheles* s. str., le seul exemple actuellement connu de soies palmées thoraciques aussi différenciées.

Nous ne possédons qu'une larve de ce type. En l'absence de spécimens au quatrième stade et d'adultes, il nous est difficile de pouvoir décider si c'est une espèce nouvelle ou une larve d'*A. bifurcatus*, ou plutôt d'*A. marteri*, remarquablement anormale.

Cette larve provient également de Corte (sondage n° 254). Elle a été trouvée parmi les rochers du lit du Tavignano, en amont de la ville, immédiatement après son confluent avec la Restonica. Elle voisinait avec des larves d'*A. bifurcatus* dans un trou d'eau à fond de sable avec quelques plantes vertes.

RÉSUMÉ

Nous avons trouvé deux larves appartenant à deux types d'*Anopheles* s. str. non encore signalés en Corse. L'une est une larve d'*A. marteri* Sénevet et Prunelle. L'autre, d'un type dont nous n'avons pas trouvé l'équivalent dans la région méditerranéenne, est surtout caractérisée par la forme très particulière de ses soies palmées abdominales et thoraciques.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

SUR LA RECONSTRUCTION DE LA SYSTÉMATIQUE DU GENRE *OSTERTAGIA* RANSOM 1907

Par I. W. ORLOFF

A l'heure actuelle, il a été déjà décrit 29 espèces du genre *Ostertagia*, parasites de différents animaux. Ces nombreuses espèces, très répandues chez les ruminants, sont parfois difficiles à distinguer les unes des autres. Aussi nous semble-t-il utile d'établir des divisions dans le genre *Ostertagia*. Dans cet ordre d'idées, on a réparti toutes les espèces du genre *Ostertagia* en deux groupes, dont l'un renferme toutes les formes où les mâles sont munis d'une pièce accessoire et l'autre celles où elle manque. Dikmans (1931), en décrivant ses deux espèces d'*Ostertagia*: *O. mossi* et *O. odocoilei*, a trouvé judicieux de classer toutes les espèces de ce genre en quatre groupes, A, B, C, D. Comme indices fondamentaux pour la diagnose de chaque groupe, cet auteur prenait la description détaillée des spicules et le nombre de rameaux à leur extrémité postérieure. Selon cette classification, les 21 espèces du genre *Ostertagia*, considérées par Dikmans, se répartissent de la manière suivante :

GROUPE A : Espèces où le mâle est muni de spicules à extrémité postérieure non divisée : *O. bullosa*, *O. asymmetrica* et *O. houndemeri*.

GROUPE B : Espèces où le mâle est pourvu de spicules à extrémité postérieure divisée en deux rameaux : *O. mentulata*, *O. circumcincta*, *O. khalili* et *O. turkestanica* (1).

GROUPE C : Espèces où le mâle est muni de spicules à extrémité postérieure divisée en trois rameaux : *O. occidentalis*, *O. skrjabini*, *O. lyrata*, *O. mossi*, *O. marshalli*, *O. odocoilei*, *O. ostertagi*, *O. appendiculata*, *O. bisonis* et *O. trifurcata*.

GROUPE D : Espèces chez qui la description des spicules n'est pas encore complètement précisée : *O. brigantica*, *O. ransomi*, *O. callis* et *O. delicata*.

(1) Cette espèce tombe en synonymie devant *O. circumcincta*. Ces deux espèces ont été identifiées par Gorbounov en 1930 ; le travail n'a pas encore paru et les premières indications à ce sujet se trouvent dans l'ouvrage du prof. K. I. Skrjabine : « *Les invasions vermineuses du mouton* », 2^e édit., 1931, p. 161 (en russe).

Ce groupement a évidemment ses avantages pour la diagnose de la pratique courante. Néanmoins, on ne saurait se baser, en systématique, sur un caractère unique tel que la ramification de l'extrémité distale des spicules dans le cas donné. Pensant que la diagnose différentielle des espèces du genre *Ostertagia* est une question d'actualité, nous avons minutieusement étudié ce problème et avons conclu que chez toute une série d'espèces de ce genre, il existe des indices communs pouvant être considérés comme des caractères de genres et de sous-genres. Par ailleurs, certaines espèces d'*Ostertagia* présentent des caractères tellement semblables qu'elles doivent être identifiées entre elles.

Aux caractères génériques, nous rapportons la structure, la forme et les dimensions des spicules, de même que la structure des côtes de la bourse. Aux caractères des sous-genres se rapportent la forme des spicules, les dimensions et la structure de la côte dorsale de la bourse, la présence ou l'absence de la pièce accessoire, ainsi que la forme de la vulve, la forme de l'extrémité caudale de la femelle, les dimensions et la structure des œufs.

Après avoir revu à ce point de vue toutes les espèces du genre *Ostertagia*, nous avons trouvé possible d'élever au rang de genre *Ostertagia mentulata* Railliet et Henry 1909 sous le nom de *Camelostrongylus* n. g., et *Ostertagia callis* Travassos 1914, sous celui de *Travassostrongylus* n. g.

***Camelostrongylus* n. g.**

DIAGNOSE. — *Trichostrongylinae* avec une capsule buccale faiblement accusée; il existe des papilles cervicales.

Mâle. — Bourse trilobée; lobes latéraux considérables, le lobe médian insignifiant à bords soudés aux lobes latéraux. Côtes ventrales parallèles et de longueur presque égale. Les côtes latérales naissent d'un tronc commun avec les ventrales. Les côtes dorso-externes sont rapprochées à leur naissance. La côte dorsale est la plus courte des côtes bursales; elle se dédouble à l'extrémité distale et ses branches sont fondues à leur tour. Membrane supplémentaire bien développée, couvrant le tronc de la côte dorsale jusqu'au niveau de son dédoublement, soutenue par deux petites côtes incurvées en forme d'hameçon (fig. 1). Spicules égaux, allongés, de structure typique, striés transversalement de façon compliquée, à aspect spongieux. Les extrémités distales des spicules présentent une autre structure que le reste de cet organe; elles sont bifurquées et se réunissent au corps même des spicules par une espèce d'articulation; les rameaux des extrémités sont engainés dans une membrane commune transparente (fig. 2). Il existe une pièce accessoire. Papilles prébursales présentes.

Femelle. — Le corps présente sa longueur maxima en avant de la vulve ; après la vulve, il se rétrécit sensiblement. Ovipare.

Hôtes. — Parasites du dromadaire, de la chèvre et du mouton.

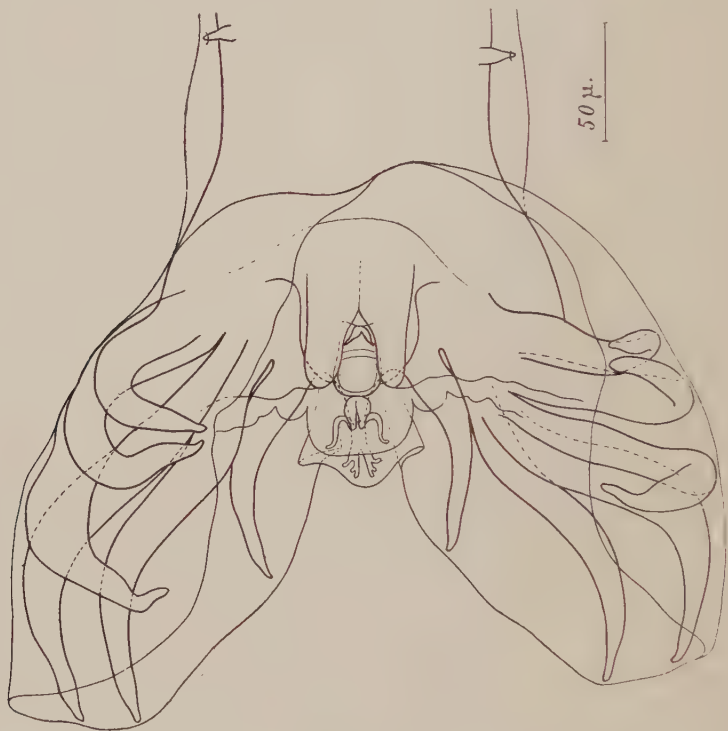


FIG. 1. — *Camelostrongylus mentulatus* ; bourse du mâle (orig.).

Ce genre ne compte qu'une espèce :

***Camelostrongylus mentulatus* (Railliet et Henry 1909)**

SYNONYMIE. — *Ostertagia mentulata* Railliet et Henry 1909, *Ostertagia mentulata* Ransom 1911, *Strongylus capillaris* Pricollo 1913, *Strongylus capillaris* Railliet 1914, *Ostertagia mentulata* Looss 1917 (selon Travassos 1921), *Ostertagia mentulata* Travassos 1918.

DIAGNOSE DIFFÉRENTIELLE. — Le genre *Camelostrongylus* dérivant d'une espèce du genre *Ostertagia*, il est évident que c'est avec ce dernier qu'il a le plus d'affinités et dont il faut le différencier. Les indices spécifiques caractérisant le genre *Camelostrongylus* sont : la structure spongieuse des spicules, leur forme allongée, la différence existant dans la structure

du corps des spicules et de leur extrémité, le caractère de la réunion de ces extrémités avec les spicules mêmes au moyen d'une fausse articulation, et enfin le caractère général de la bourse. Chez les espèces du genre

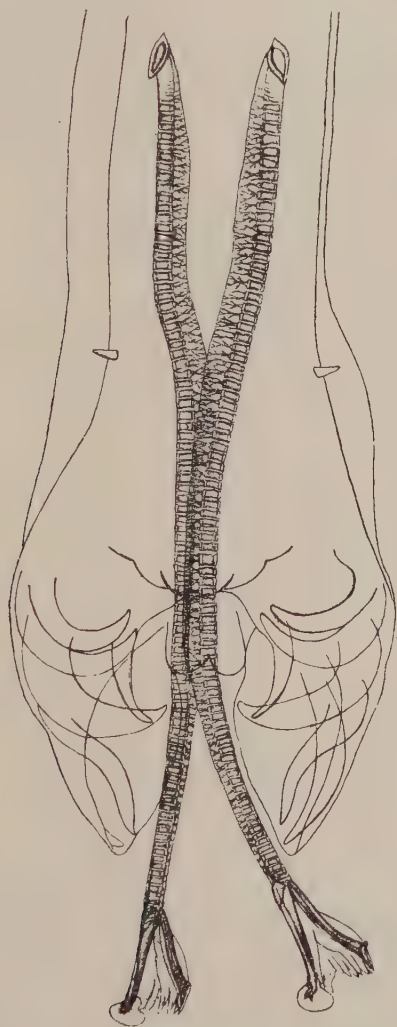


FIG. 2. — *Camelostrongylus mentulatus* ;
spicules du mâle, d'après Baskakow.

Ostertagia, la structure des spicules est compacte et non spongieuse et reste la même pour les digitations de leur extrémité distale qui en sont le prolongement direct sans le moindre signe d'une articulation quelconque.

L'historique du genre *Camelostrogylus* et de l'espèce *C. mentulatus* (Railliet et Henry 1909) est la suivante : Le parasite visé a été signalé pour la première fois par Railliet et Henry, qui l'ont trouvé dans la caillette d'un dromadaire, *Camelus dromedarius*, et l'ont dénommé *Ostertagia mentulata*. Ransom a donné de cette espèce une nouvelle description et l'on doit mentionner dans la synonymie le nom d'*Ostertagia mentulata* Ransom 1911. Pricollo, en 1913, a décrit un nouveau parasite du chameau sous le nom de *Strongylus capillaris* Pricollo 1913. Railliet, revisant en 1914 le travail de Pricollo, a supposé que la forme décrite par Pricollo était identique à *Trichostrongylus instabilis* et dès lors, dans les travaux de certains auteurs il est fait mention de l'espèce *S. capillaris* Railliet 1914. Travassos, cependant, a identifié (1921) l'espèce de Pricollo à *O. mentulata*. De cette façon, il existe, au sujet de la forme décrite par Pricollo, deux avis. Dans le présent mémoire, nous avons en vue l'espèce *O. mentulata* Railliet et Henry 1909, qui se distingue de façon tellement nette non seulement des autres espèces du genre *Ostertagia*, mais aussi des autres genres de la famille des *Trichostrongylinae*, que nous avons jugé possible de nous servir d'elle comme d'une forme type pour créer le genre *Camelostrogylus*, n. gen.

Travassostrongylus n. g.

DIAGNOSE. — *Trichostrongylinae*. L'extrémité céphalique est munie d'une expansion cuticulaire. Capsule buccale petite, entourée de 6 papilles accusées. Papilles cervicales absentes (fig. 3).

Mâle. — Bourse à lobes latéraux larges, bien développés ; lobe médian insignifiant, rudimentaire, faiblement délimité des lobes latéraux. Côtes ventrales et latérales à peu près de la même épaisseur, longues, grêles ; les extrémités libres des côtes ventro-ventrales et latéro-ventrales sont plus espacées que celles des autres côtes entre elles. Côte dorsale courte, réduite, trifurquée à la moitié de sa longueur, la branche moyenne est légèrement fendue à l'extrémité.

La membrane supplémentaire de la bourse est faiblement accusée, très réduite et possède deux petites côtes à peine perceptibles. Papilles pré-bursales peu développées, situées très près de la bourse. Spicules creusés en gouttière, plus ou moins égaux, faiblement chitinisés ; ils ne sont pas fendus à l'extrémité et finissent par une incurvation. Il existe une pièce accessoire faiblement chitinisée.

Femelle. — La vulve est disposée dans la partie postérieure du corps ; ovéjecteur en forme de V. L'extrémité caudale porte deux petites ailes qui lui donnent la forme d'une lance. Œufs segmentés (deux cellules) au moment de la ponte. Ovipare.

HÔTES. — Parasites des marsupiaux.

Espèce type, jusqu'à présent unique :

Travassostrongylus callis (Travassos 1914)

L'historique du genre *Travassostrongylus* et de l'espèce *T. callis* (Travassos 1914) est la suivante : L'espèce *T. callis* n'a été décrite que par Travassos qui, en 1914, l'avait placée dans le genre de *Trichostrongylus*. En 1918, il transporta cette espèce dans le genre *Ostertagia* et en 1921



FIG. 3. — *Travassostrongylus callis* ; a, extrémité antérieure ; b, extrémité caudale du mâle ; c, vulve, vagin et oviducte ; d'après Travassos.

il écrivait : « Cette espèce s'éloigne assez des *Ostertagia* par la dilatation cuticulaire céphalique et par les dimensions réduites du lobe postérieur de la bourse caudale, mais la disposition de la vulve, la forme des spicules, la présence des papilles pré-bursales, quoiqu'elles soient petites, la rapprochent de ce genre. Comme cette espèce n'appartient pas à un autre genre et que nous n'avons pas rencontré de caractéristiques assez nettes pour qu'on en fasse un genre nouveau, nous l'avons incluse dans les *Ostertagia*, tout en gardant des réserves à ce sujet. » Cette constatation de Travassos et les particularités accusées qui éloignent cette espèce des autres représentants du genre *Ostertagia*, nous ont poussé à l'élever au rang de genre, *Travassostrongylus* n. g., qui, comme le montre la diagnose donnée ci-dessous, est caractérisé par des indices qui le séparent des nombreuses formes de la sous-famille des *Trichostrongylinae*.

DIAGNOSE DIFFÉRENTIELLE. — Par l'absence de la dent dans la capsule buccale, le genre *Travassostrongylus* se distingue des genres *Nicollina* Baylis 1930, *Ashwortius* Le Roux 1930, *Hamonchus* Cobbold 1898, *Mecistocirrus* Railliet et Henry 1912, *Austrongylus* Chandler 1924, *Nematodirelia* Yorke and Maplestone 1926 et *Nematodorus* Ransom 1907, qui sont tous munis d'une dent sur la paroi dorsale de la capsule buccale. L'absence des papilles cervicales sépare ce genre des genres *Nocthia* Travassos et Vogelsang 1929, *Chiroptestrongylus* Skarbilovitch 1930, *Ostertagia* Ransom 1907, *Obeliscoides* Graybill 1924, *Graphidium* Railliet et Henry 1909, *Pithecostrongylus* Lubimow 1930, *Hyoststrongylus* Hall 1921, *Filarinema* Monnig 1929, *Travassosius* Khalil 1922, *Longistrongylus* Le Roux 1931 et *Cameloststrongylus* n. gen., qui portent ces papilles. Par la présence des papilles prébursales, il diffère des genres *Microstrongylus* Cameron 1927, *Molineus* Cameron 1923, *Hystiostrongylus* Molin 1861, *Anoploststrongylus* Boulenger 1926, *Trichohelix* Ortlepp 1922, *Oswaldocruzia* Travassos 1917 et *Cooperia* Ransom 1907. L'absence des papilles cervicales et la présence de papilles prébursales rapprochent le genre *Travassostrongylus* des genres *Fonizia* Travassos 1928, *Bradypostrongylus* Price 1928, *Nematostrongylus* Cameron 1928, *Pintoia* Travassos 1928, *Citellinema* Hall 1916, *Graphidioides* Cameron 1923, *Leiperiatus* Sandground 1929, *Trichostrongylus* Looss 1905, *Libyostrongylus* Lane 1923 et *Ornithostrongylus* Travassos 1914. Il s'éloigne cependant des *Fonizia*, *Bradypostrongylus*, *Nematostrongylus*, *Pintoia* et *Citellinema* par l'absence chez la femelle de l'épine caudale et par la réduction de la côte dorsale de la bourse du mâle. Il diffère encore des genres *Pintoia* et *Citellinema* par la présence de la pièce accessoire. Il diffère des *Graphidioides* et des *Leiperiatus* par la côte dorsale réduite de la bourse et le caractère général de cette dernière et par les dimensions des spicules qui sont écourtés chez *Travassostrongylus*; chez les deux premiers genres les spicules sont allongés et la côte dorsale fortement développée. La faible chitïnisation des spicules, leur structure en gouttière, la présence d'expansions cuticulaires céphaliques et d'ailes caudales chez la femelle distinguent *Travassostrongylus* des genres *Trichostrongylus* et *Libyostrongylus* qui sont munis de spicules fortement chitïnisés, d'une pièce accessoire en forme de fuseau, d'une côte dorsale nettement accusée et dont les femelles ne possèdent pas d'ailes à l'extrémité caudale. Par le caractère des spicules, la forme de la pièce accessoire, le genre *Travassostrongylus* s'éloigne des *Ornithostrongylus*, dont les spicules sont fortement chitïnisés, divisés aux extrémités en trois branches, avec une pièce accessoire munie de deux appendices latéraux et qui ne possèdent pas d'expansion cuticulaire céphalique.

Né disposant pas des données bibliographiques voulues pour comparer le genre *Travassostrongylus* avec le genre *Herpetostrongylus* Baylis 1931, nous ne croyons pas nous tromper en les différenciant d'après leurs hôtes.

Ostertagia Ransom 1907

DIAGNOSE. — *Trichostrongylinae*. L'extrémité céphalique mesure ordinairement en diamètre $20\ \mu$; la cavité buccale est insignifiante. Il existe des papilles cervicales (exclusion faite pour le sous-genre *Pseudostertagia*).

Mâle. — Bourse caudale trilobée avec les deux lobes latéraux tantôt nettement, tantôt faiblement délimités, soudés au lobe médian. Côtes ventrales rapprochées entre elles; côtes latérales externes quelque peu isolées des latérales; côte dorsale bifurquée; les bifurcations portent soit un rameau latéral, soit deux; le tronc de la côte dorsale est ou bien de la longueur de ses branches, ou un peu plus long, ou, moins souvent, sensiblement plus long. La membrane accessoire de la bourse à bord postérieur libre, disposée du côté dorsal par rapport au cloaque, est soutenue par deux petites côtes divergentes. Il existe encore une membrane ventrale (*membrana interna*), qui ne possède pas de côtes de soutien (1). Spicules courts, égaux, fendus aux extrémités. Pièce accessoire plus souvent présente qu'absente. Il existe des papilles pré-bursales.

Femelle. — Vulve dans le cinquième postérieur du corps, protégée ou non par des valvules. Ovipare.

HÔTES. — Parasites des mammifères.

Espèce type : *Ostertagia ostertagi* (Stiles 1892).

Nous divisons ce genre en 5 sous-genres :

1. *Ostertagia* (*Ostertagia*) n. sub. gen.
2. — (*Grosspiculagia*) n. sub. gen.
3. — (*Spiculoptergia*) n. sub. gen.
4. — (*Marshallagia*) n. sub. gen.
5. — (*Pseudostertagia*) n. sub. gen.

La diagnose différentielle de ces sous-genres est exposée ci-dessous :

- I. Spicules fendus aux extrémités distales; papilles cervicales; membrane accessoire de la bourse nettement accusée.
 - A. Il existe une pièce accessoire.

(1) La membrane supplémentaire et la membrane interne entourent le cloaque formant une espèce de bourse interne. La membrane supplémentaire est fixée par ses bords latéraux dans la région des côtes dorsales externes, tandis que la membrane interne est insérée dans la zone des côtes latérales ventrales.

1. Spicules à extrémité postérieure divisée en fins rameaux; côte dorsale moyenne; lobes latéraux de la bourse bien délimités par un petit lobe médian Sous-genre *Ostertagia*.
2. Spicules à extrémité postérieure divisée en branches, dont deux très épaisses;

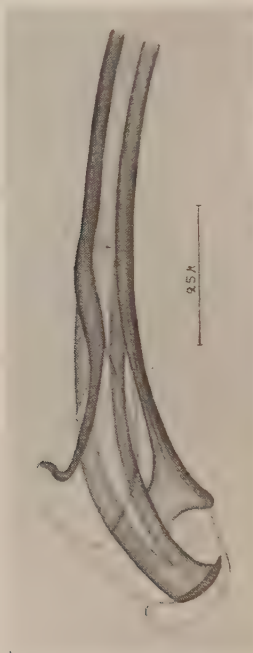


FIG. 4. — *Ostertagia (Ostertagia) ostertagi* ;
extrémité distale du spicule, d'après Gebauer.

côte dorsale allongée; lobes latéraux de la bourse faiblement, ou pas du tout délimités par un lobe médian allongé ... Sous-genre *Grosspiculagia*.

B. Pièce accessoire absente.

1. Spicules munis, à l'extrémité postérieure, de membranes en forme d'éventail; côte dorsale courte et épaisse; lobes latéraux de la bourse nettement divisés par un lobe médian insignifiant. Sous-genre *Spiculop-teragia*.

2. Spicules sans membrane en éventail ;
côte dorsale longue et grêle ; lobes laté-
raux faiblement, ou pas du tout délimi-
tés par un lobe médian long Sous-genre *Marshalla-*
gia.

- II. Spicules sans divisions à l'extrémité pos-
térieure ; papilles cervicales absentes ; mem-
brane supplémentaire de la bourse mal accu-
sée Sous-genre *Pseudoster-*
tagia.

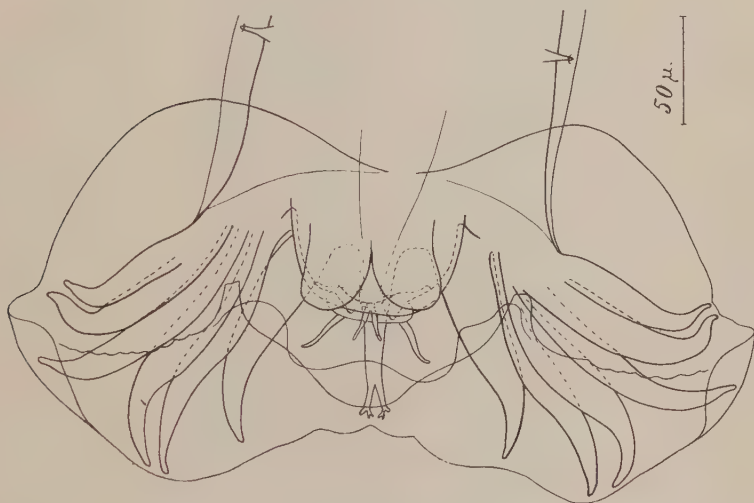


FIG. 5. — *Ostertagia (Ostertagia) ostertagi* ; bourse du mâle (orig.).

Ostertagia (Ostertagia) n. sub. gen.

DIAGNOSE. — *Ostertagia*. Il existe une pièce accessoire ; spicules comparativement grêles, fendus aux extrémités postérieures en rameaux s'effilant en pointes (fig. 4) ; tronc de la côte dorsale de la longueur de ses branches ou un peu plus long ; lobes latéraux de la bourse franchement divisés par un petit lobe médian (fig. 5).

Dans ce sous-genre se placent les espèces suivantes : *O. appendiculata* Travassos 1928, *O. arctica* Mizkewitsch 1929, *O. circumcincta* Stadelmann 1894, *O. dahurica* Orloff, Below et Gnédina 1931, *O. delicata* Travassos 1928 (1), *O. gruhneri* Skrjabin 1929, *O. harrisi* Le Roux 1930 (2),

(1) L'espèce *O. delicata* est provisoirement incluse par nous dans ce sous-genre, étant imparfaitement décrite.

(2) Cette forme est provisoirement placée dans ce sous-genre par suite de documentation insuffisante.

O. khalili Travassos 1928, *O. mossi* Dikmans 1931, *O. odocoilei* Dikmans 1931, *O. ostertagi* Stiles 1892, *O. orloffi* Sankin 1930, *O. ransomi* Travassos 1928 et *O. trifurcata* Ransom 1907.

Nous sommes très enclins à ranger dans ce sous-genre *O. bisonis* Chapin 1925, bien que, dans la description du mâle de cette espèce, il soit dit que la pièce accessoire manque. *O. bisonis*, d'après les autres carac-

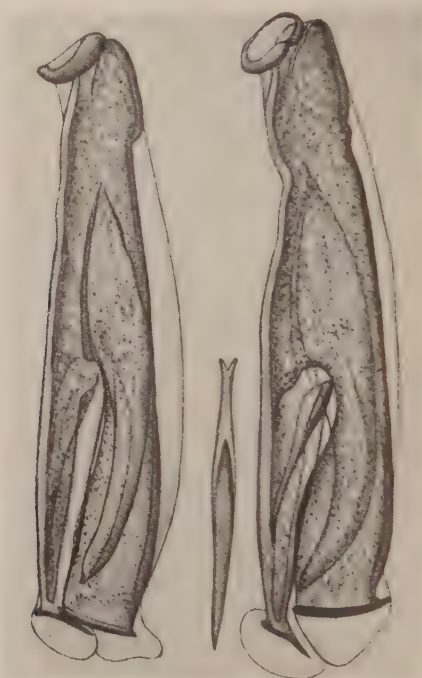


FIG. 6. — *Ostertagia* (*Grosspiculagia*) *occidentalis*; spicules et gubernaculum du mâle, d'après Kalantarian.

tères, est très proche d'*O. orloffi* et une revision de la première de ces espèces serait très à désirer, afin d'établir définitivement si oui ou non elle est munie d'une pièce accessoire. Actuellement, nous ne pouvons que provisoirement considérer ces deux formes comme identiques.

Ostertagia (*Grosspiculagia*) n. sub. gen.

DIAGNOSE. — *Ostertagia*. Il existe une pièce accessoire; puissants spicules divisés à l'extrémité en trois rameaux, dont deux fort épais (fig. 6); côte dorsale allongée, les branches plusieurs fois plus courtes que le tronc; lobes latéraux faiblement ou pas séparés par un lobe médian

allongé à contour vague (fig. 7). Ce sous-genre comprend les espèces : *O. occidentalis* Ransom 1907 et *O. lyrata* Sjöberg 1928.

O. trifida Cuillé, Marotel et Panisset 1911, et *O. skrjabini* Kamensky 1929, auraient dû aussi être rangés dans ce sous-genre mais nous identifions ces deux formes entre elles. Jusqu'à présent, on distinguait ces deux espèces l'une de l'autre uniquement d'après la conformation de la pièce accessoire. Or, une étude comparative à ce sujet, a montré que la pièce accessoire, dans différentes positions, présente tantôt

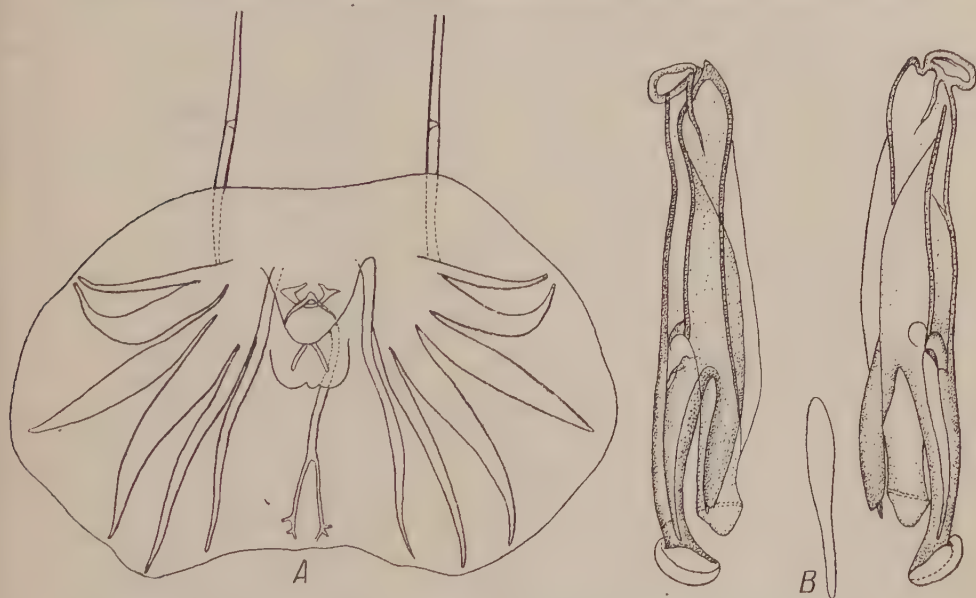


FIG. 7. — *Ostertagia* (*Grosspiculagia*) *occidentalis* ; A, bourse du mâle ; B, spicules et gubernaculum du mâle, d'après Ransom.

la forme caractéristique qu'elle présente chez *O. skrjabini*, selon Kamensky, tantôt celle qui existe chez *O. trifida*, d'après Kalantarian. Dans le premier cas, la pièce se trouve dans une position latérale et, dans le second, dans une position dorso-ventrale. Quand elle est dans une position latérale, on aperçoit la protubérance de sa moitié inférieure et l'on ne voit pas la gouttière; dans la position dorso-ventrale, on voit et les protubérances et la gouttière.

En outre, si l'on compare *O. trifida*, après l'avoir identifié à *O. skrjabini*, à *O. occidentalis* Ransom 1907, on constate que toutes ces espèces sont identiques. Les points en faveur de l'affinité de ces formes sont les suivants : la forme et les dimensions des spicules sont les mêmes; la structure de la bourse et celle des côtes sont analogues; les dimensions générales du corps et de ses parties distinctes le sont aussi; les hôtes sont les mêmes, la localisation ne diffère pas. Le seul indice

qui serait différent, à en juger d'après les dessins, c'est la conformation de la pièce accessoire. Or, le dessin de la pièce accessoire d'*O. occidentalis*, selon Ransom, ne saurait être tenu comme absolument précis et offrant tous les détails requis que l'on ne peut mettre en lumière qu'après une étude spéciale. Dès lors, ce point-là ne nous a pas servi d'obstacle et nous avons identifié ces espèces entre elles. Il est à remarquer, encore qu'en 1928, Baylis avait attiré l'attention sur l'affinité existant entre ces deux espèces, et il faut croire que Dikmans (1931), en omettant *O. trifida* dans son énumération des espèces du genre *Ostertagia*, la considérait comme identique à *O. occidentalis*.



FIG. 8. — *Ostertagia* (*Grosspiculagia*) *occidentalis* ; gubernaculum du mâle, d'après Kamensky.



FIG. 9. — *Ostertagia* (*Grosspiculagia*) *occidentalis* ; gubernaculum du mâle, (orig.).

La révision des exemplaires définis antérieurement comme *O. occidentalis*, avec une attention toute particulière apportée à l'étude de la forme et des dimensions de sa pièce accessoire, nous a montré qu'il n'existait aucun caractère valable permettant de distinguer cette pièce accessoire d'avec celle d'*O. trifida*. Cette identification établie, *O. occidentalis*, Ransom 1907, est synonyme de *O. trifida* Cuillé, Marotel et Panisset 1911, *O. trifida* Cuillé, Marotel et Panisset 1911 (in Kalantarian 1926), *O. trifida* Cuillé, Marotel et Panisset 1911 (in Kamensky 1929) et *O. skrjabini* Kamensky 1929.

Les figures ci-jointes représentent le type *Ostertagia* (*Grosspiculagia*) *occidentalis* (Ransom 1911) et donnent à côté du dessin original de la pièce accessoire, ceux figurés selon divers auteurs (fig. 8 et 9), ce qui permet de voir la conformation de cet élément dans les divers aspects qu'il affecte en rapport avec la position dans laquelle il se trouve.

Ostertagia (Spiculopteragia) n. sub. gen.

DIAGNOSE. — *Ostertagia*. Pièce accessoire absente ; spicules quelquefois asymétriques, à extrémités postérieures grêles, fendues, munies de membranes en forme d'éventail (fig. 10) ; côte dorsale courte, épaisse ;

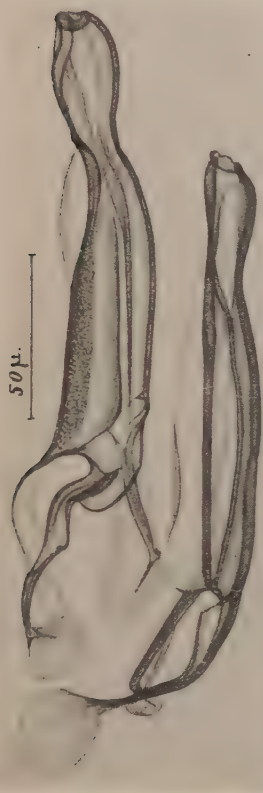


FIG. 10. — *Ostertagia (Spiculopteragia) spiculoptera* ; spicules du mâle, d'après Guschanskaja.



FIG. 11. — *Ostertagia (Spiculopteragia) spiculoptera* ; bourse du mâle, d'après Guschanskaja.

lobes latéraux de la bourse délimités de façon tranchée par un lobe médian court (fig. 11).

Dans ce sous-genre se rangent : *O. spiculoptera* Guschanskaja 1931, *O. asymmetrica* Ware 1925, *O. houdemeri* Schwartz 1928, *O. schulzi* Rajewskaya 1930 et *O. cervi* Cameron 1931.

O. houdemeri et *O. schulzi* sont deux espèces très voisines et nous les croyons synonymes. Actuellement, nous ne pouvons qu'énoncer cette

supposition, mais ne saurions l'établir définitivement, vu que les figures représentant les spicules d'*O. houdemeri*, selon Schwartz, sont bien imparfaites et manquent de détails, et la description de ces pièces est peu nette. Ce qui serait très à désirer, c'est que Schwartz, qui a décrit



FIG. 12. — *Ostertagia (Marshallagia) marshalli* ;
spicules du mâle, d'après Gorschkow.

l'espèce *O. houdemeri*, la compare à *O. schultzi*, afin d'établir d'une façon précise si ces deux formes sont identiques ou distinctes.

O. bohmei Gebauer 1932 ressemble beaucoup à *O. spiculoptera* Guschanskaja 1931, par la forme des spicules, par le caractère de la bourse et les dimensions générales du corps. Par conséquent nous identifions ces formes et, selon la loi de la priorité, le nom de l'espèce devient *O. spiculoptera* Guschanskaja 1931. *O. bohmei* Gebauer 1932 tombe donc en synonymie.

***Ostertagia* (*Marshallagia*) n. sub. gen.**

DIAGNOSE. — *Ostertagia*. Il existe une pièce accessoire ; extrémité distale des spicules sans membranes en forme d'éventail et divisée en trois rameaux s'effilant en pointes (fig. 12) ; côte dorsale longue et grêle ; puissants lobes latéraux quelque peu asymétriques, faiblement ou pas du tout délimités par un long lobe médian (fig. 13). Œufs très grands.

Ce sous-genre ne comprend qu'une seule espèce : *Ostertagia* (*Marshall-*



FIG. 13. — *Ostertagia* (*Marshallagia*) *marshalli* ;
bourse du mâle, d'après Gorschkow.

lagia) *marshalli* Ransom 1907, ayant pour synonymes : *Hæmonchus marshalli* Blanchard 1909, *Ostertagia brigantica* Blanchard 1909, Raillet et Henry 1909, *Ostertagia brigantica* Blanchard 1909, Travassos 1921, *Ostertagia marshalli* Blanchard 1909, Gebauer 1931, *Ostertagia tricusps* Marotel 1912.

Cette dernière espèce est considérée ici comme identique à *O. marshalli*. A en juger d'après la description donnée par Marotel, Baylis in Marotel, et d'après un mauvais dessin de Marotel, l'espèce *O. tricusps* ne possède aucun caractère particulier la séparant d'*O. marshalli* Ransom 1907. Au contraire, la forme des spicules, la conformation de la côte dorsale, comme aussi la mention de l'absence de la pièce accessoire et la pré-

sence d'une formation pentagonale chitineuse (selon Baylis ? telemon) dans la région du cône génital, chez *O. tricuspis*, rapprochent cette forme de *O. marshalli*. Baylis avait déjà exprimé, en 1929, l'opinion que *O. tricuspis* était synonyme de *O. marshalli*.

Ostertagia (*Pseudostertagia*) n. sub. gen.

DIAGNOSE. — *Ostertagia*; pièce accessoire présente; spicules à extrémité distale unique; côte dorsale longue à branches menues, fréquem-



FIG. 14. — *Ostertagia* (*Pseudostertagia*) *bullosa*; a, extrémité caudale du mâle; b, extrémité caudale de la femelle; d'après Ransom et Hall.

ment réduites à de simples nodosités; lobes latéraux de la bourse épais; lobe médian allongé (fig. 14). Ce sous-genre ne comprend qu'une seule espèce :

Ostertagia (*Pseudostertagia*) *bullosa* Ransom et Hall 1912; Synonymie : *Ostertagia bullosa* Ransom et Hall 1912.

CONCLUSIONS

1. — La révision des espèces du genre *Ostertagia* a permis d'élever au rang de genres distincts *O. mentulata* (Railliet et Henry

1909) sous le nom de *Camelostrongylus* n. g. et *O. callis* (Travassos 1914) sous celui de *Travassoststrongylus* n. g.

2. — Le genre *Ostertagia* est divisé en 5 sous-genres :

Ostertagia (*Ostertagia*), espèce type : *O. ostertagi* (Giles 1892).

Ostertagia (*Grosspiculagia*), espèce type : *O. occidentalis* (Ransom 1907).

Ostertagia (*Spiculoptera*), espèce type : *O. spiculoptera* (Guschanskaya 1931).

Ostertagia (*Marshallagia*), espèce type : *O. marshalli* (Ransom 1907).

Ostertagia (*Pseudostertagia*), espèce type : *O. bullosa* (Ransom et Hall 1912).

3. — Dans chaque sous-genre ont été situées les espèces correspondantes ; la plus grande partie des espèces se rapportent au sous-genre *Ostertagia*.

4. — Une ressemblance parfaite a permis de reconnaître l'identité de *O. skrjabini*, *O. trifida* et *O. occidentalis* et, selon la loi de priorité, l'espèce doit être dénommée *O. occidentalis*. *O. tricuspis* est identifié à *O. marshalli* et, selon la loi de priorité, l'espèce doit porter le nom de *O. marshalli*. *O. bohmei* est identifié à *O. spiculoptera* et l'espèce doit porter le nom de *O. spiculoptera*.

5. — Ainsi, au genre *Ostertagia* doivent être rapportées 23 espèces qui se répartissent en 5 sous-genres.

6. — Le sous-genre *O. (Pseudostertagia)* ne peut pas être caractérisé par la présence de tous les indices essentiels du genre *Ostertagia*, mais ne disposant pas du matériel original d'*O. bullosa*, nous ne pouvons qu'émettre la supposition que cette espèce aurait pu être placée ou bien dans un des genres des *Trichostrongylinae* ou bien être séparée en un genre distinct.

7. — *O. houdemeri* et *O. schulzi* se ressemblent étroitement et il est très souhaitable que Schwartz, qui a donné la description d'*O. houdemeri*, procède à une révision de ses exemplaires et établisse finalement si oui ou non son espèce est identique à *O. schulzi*.

8. — *O. bisonis* et *O. orloffii* sont des formes très voisines, et se distinguent uniquement par la présence chez *O. orloffii* de la pièce accessoire qui manque chez *O. bisonis*. Il faudrait que Chapin revoie les spécimens de son espèce et résolve définitivement la question de la pièce accessoire.

Je tiens à exprimer ici ma profonde reconnaissance au professeur K. I. Skrjabine, pour l'aide précieuse qu'il m'a accordée au cours de mon travail.

BIBLIOGRAPHIE

- BASKAKOW. — K. faune. parasititscheskih tschervei Turkestanskih verbludov. *Trudi Gos. Inst. Exper. Veter.*, II, 1924, p. I, 10-12.
- CAMERON. — On two new species of Nematodes from the Scottish Red Deer. *Jl. of Helminthology*, IX, 1931, p. 213-216.
- CHAPIN. — New Nematodes from North America Mammals. *Jl. Agric. Research*, XXX, 1925, p. 677.
- DIKMANS. — Two new species of Nematode worms of the genus *Ostertagia* from the Virginia Deer, with a note on *O. lyrata*. *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIX, 1931, p. 1-6.
- KALANTARJAN. — K. faune trychostrongylid ovez Armenii. *Trudi Gos. Inst. Exper. Veterin.*, V, 1928, p. 2-52.
- KAMENSKY. — K. faune trichostrongylid ovez Turkmenistana. *Zbornik rabot kursantov Vet. vratschei*, I, 1929, p. 2, 223-224.
- MAROTEL. — Deux nouveaux Strongles du mouton (abst. of 1910). *Rev. gén. de méd. vét.*, 1912, p. 19-20.
- ORLOFF, BELOWA et GNEDINA. — Ein neuer Nematode, *Ostertagia dahurica* nov. sp. aus dem Labmagen des Schafes. *Tierärztliche Rundschau*, XXXVII, 1931, p. 723-725.
- RAJEWSKAJA. — *Ostertagia schulzi* n. sp. ein neue Nematode bei einem Wildrische. *Zool. Anzeiger.*, XC, 1930, p. 331-335.
- RANSOM. — The Nematodes parasitic in the alimentary tract of cattle sheep and other ruminants. *U. S. Dep. of Agric.*, Bull. 127, 1911.
- SANKIN. — Ueber ein neue Nematode beim Schafe (*Ostertagia orloffii*, nov. sp.). *Zentralbl. f. Bakt. Parasit. u. Infekt.*, CXVII, 1930, p. 486-489.
- SCHWARTZ. — A new parasitic nematode from the stomach of an unknown member of the Cervidae. *Jl. of Parasit.*, XIII, 1927, p. 25-28.
- SJÖBERG. — Die bei Rinden im Verdauungstractus vorkommenden Nematoden. *Wien. Tier. Monatsch.*, XV, 1926, p. 1-57.
- SKRJABINE et ORLOFF. — *Trichostrongylidosi jvatchnih*. Moskwa (sous presse).
- TRAVASSOS. — *Contribution à l'étude de la faune helminthologique du Brésil*, XIII, 1921.

Institut d'helminthologie de l'U. R. S. S.

SUR UNE NOUVELLE *ZELLERIELLA* (*Z. FALCATA* N. SP.) DE L'INTESTIN D'UNE GRENOUILLE

Par A. CARINI

Dans la dernière partie de l'intestin d'une petite grenouille du Brésil : *Engystoma ovale* Schneider (1), nous avons rencontré une *Zelleriella* qui nous semble appartenir à une espèce nouvelle.

Nous avons pu, jusqu'à présent, examiner deux grenouilles de cette espèce, capturées dans les environs de São Paulo, toutes deux renfermaient ces opalines parasites.



FIG. — *Zelleriella falcata* n. sp., parasite de l'intestin d'*Engystoma ovale*.

Observé à l'état vivant entre lame et lamelle, ce cilié est doué de mouvements assez vifs et accomplit souvent des rotations autour de l'axe principal de son corps.

Cette opaline est transparente, de couleur un peu jaunâtre ; la surface du corps est recouverte de cils fins, disposés en rangées parallèles.

(1) Nous remercions vivement le Dr Adolphe Lutz, de l'Institut Oswaldo Cruz, pour la détermination qu'il a bien voulu faire de cette grenouille, ainsi que d'autres que nous lui avons envoyées.

Le corps est fortement aplati et présente souvent un certain degré de torsion, de sorte que les surfaces ne se trouvent pas disposées sur le même plan.

Ce cilié présente une forme assez variable, tantôt en fuseau, tantôt en cône ; cependant la forme qui a été le plus fréquemment observée et qui nous paraît la plus typique est celle d'une faux ou d'une virgule plus ou moins allongée. L'extrémité antérieure est large et obtuse, la postérieure effilée.

Les dimensions sont très variables. Les petites formes sont souvent fusiformes et mesurent près de 50 à 100 μ de longueur sur 20 à 30 μ de largeur. Les individus bien développés, d'aspect caractéristique en forme de faux, mesurent de 200 à 300 μ de longueur pour 40 à 80 μ de largeur.

Dans la partie antérieure on note la présence de deux noyaux arrondis, vésiculeux, ayant environ de 15 à 17 μ de diamètre, avec une membrane nucléaire bien nette et la *chromatine* sous forme de petits blocs irréguliers.

Les deux noyaux sont situés l'un à la suite de l'autre et disposés obliquement par rapport à l'axe du corps. La distance entre les deux noyaux est d'environ de 20 à 25 μ .

Dans les individus qui se présentent sous forme de virgule, le noyau antérieur se trouve généralement situé plus près de la paroi convexe, le noyau postérieur se trouvant plus rapproché de la paroi concave, ainsi que le montre la figure.

Pour cette zellerielle, qui nous semble être d'une espèce nouvelle, nous proposons le nom de *Zelleriella falcata* n. sp.

Laboratorio Paulista de Biologia, São-Paulo (Brésil).

L'INFECTION DU CHIEN

PAR L'ENTAMOEBÆA DISPAR BRUMPT

Par Tshedomir SIMIĆ

Lösch fut le premier qui, en 1875, infecta le chien avec l'*Entamæba dysenteria*. Depuis, l'infection de cet animal par cette amibe a été confirmée par Hlava, Kruse et Pasquale, Harris, Dale et Dobell.

Faust a trouvé récemment, à la Nouvelle Orléans, deux chiens infectés spontanément avec l'*Entamæba dysenteria* ; en partant d'un de ces chiens, sept passages ont été obtenus avec 13 résultats positifs sur 14 animaux soumis à l'expérience.

Si je n'ai pas pu, en l'absence de dysenterie amibienne à Skoplje, étudier cette amibe sur le chien, au contraire j'ai eu l'occasion d'expérimenter sur ces animaux avec l'*Entamæba dispar*, dont la présence est, comme je l'ai signalé à plusieurs reprises, très fréquente dans ces régions.

Par ces expériences sur le chien, je veux ajouter un argument de plus en faveur de l'individualité de l'*Entamæba dispar*. En effet, le chien est un animal de choix, comme nous le verrons dans la suite, pour différencier nettement l'*Entamæba dispar*, amibe saprophyte, de l'*Entamæba dysenteria*, agent de la dysenterie amibienne.

Pour ces expériences sur le chien, j'ai disposé de deux souches d'*Entamæba dispar*. L'une, dont je suis porteur, est celle dont je me suis servi antérieurement dans mes expériences d'infection de l'homme et du chat ; les résultats en ont été exposés dans ces *Annales* (IX, 1931, p. 385). L'autre souche provenait d'une personne que je connaissais depuis longtemps comme porteur de cette amibe.

Comme les chiens, dans mes expériences avec l'*Entamæba dispar*, ont été infectés avec la forme végétative de cette amibe par voie rectale, par voie buccale et enfin, spontanément, par le contact avec les animaux infectés, les résultats seront exposés dans trois chapitres distincts.

I. INFECTION DU CHIEN PAR VOIE RECTALE

AVEC LA FORME VÉGÉTATIVE DE L'*Entamœba dispar*

A. Infection du chien avec la souche n° 1. - Un chien âgé à peu près d'un mois et demi est inoculé par voie intrarectale avec l'*Entamœba dispar* du 2^e passage sur le chat. Comme les selles humaines que j'avais inoculées au premier chat contenaient, à côté de l'*Entamœba dispar*, le *Trichomonas*, dans toutes mes expériences avec cette souche, l'amibe est accompagnée du *Trichomonas*, car le jeune chat et le jeune chien sont très sensibles à ce flagellé.

L'inoculation a été faite sans anesthésie ; l'anus de l'animal est resté fermé pendant 22 heures.

Dans le liquide de lavage de l'intestin du chien, 24 heures après l'ouverture de l'anus, j'ai trouvé, à l'examen direct, quelques amibes et un nombre considérable de *Trichomonas*. Le 4^e jour, on trouve, dans les selles du chien, de nombreuses amibes. Le 5^e jour, le nombre des amibes est tellement grand qu'il y a plus de 10 amibes dans un champ microscopique à un faible grossissement.

Le 6^e jour, à ma grande surprise, le nombre des amibes était sensiblement diminué ; craignant que le chien ne guérisse spontanément, je fis un 2^e lavage de l'intestin, afin de me procurer une grande quantité d'amibes pour les inoculations suivantes.

Les amibes et les *Trichomonas* recueillis de cette façon furent inoculés par voie intrarectale à un chien et à un chat, puis ont été donnés par la bouche à un autre chien et à un autre chat. Ces deux chiens appartenaient à la même portée et étaient âgés de 15 jours. Le chat inoculé par voie intrarectale pesait 420 grammes et celui qui a reçu les amibes et les *Trichomonas* par la bouche ne pesait que 150 grammes.

A partir du 7^e jour, le 1^{er} chien infecté par l'*Entamœba dispar* ne présentait plus d'amibes, ni à l'examen direct ni par la culture du liquide de lavage de l'intestin, tandis que les *Trichomonas* étaient encore très nombreux.

Il faut noter que, pendant toute la durée de l'infection par cette amibe, ce chien n'a jamais présenté une vraie diarrhée. Dans le liquide de lavage de l'intestin, je n'ai jamais vu ni glaires ni globules rouges, et parmi les nombreuses amibes que j'ai examinées au cours de l'infection, je n'en ai pas trouvé une seule ayant phagocyté des globules rouges. La réinfection du chien par la même amibe n'a pas réussi et le 33^e jour, l'animal était également débarrassé du *Trichomonas*.

L'anus du jeune chien et du chat de 420 grammes, inoculés avec les amibes du chien précédent, ont été ouverts 20 heures après l'inoculation. A l'examen du liquide de lavage de l'intestin du chien, fait 48 heures après l'inoculation, on décela quelques amibes et de nombreux *Trichomonas*. Le 4^e jour, on trouva ce chien fortement infecté avec l'amibe et les *Trichomonas*. Le matin du 5^e jour, le nombre des amibes avait nettement diminué et comme l'animal était très affaibli et refusait du lait, il fut sacrifié le soir du même jour. A l'examen du gros intestin, on trouva quelques rares amibes et de très nombreux *Trichomonas*, mais on ne constata aucune lésion macroscopique de cet organe, tandis que l'appendice et la dernière partie de l'iléon étaient remplis de pus dans lequel pullulaient de nombreux *Trichomonas* avec quelques rares amibes. Donc, bien que ce jeune chien commençât à se débarrasser des amibes, il allait mourir sûrement de son infection à *Trichomonas*, comme nous le verrons dans nos expériences ultérieures.

Le chat inoculé en même temps que le jeune chien s'est infecté avec l'amibe et les *Trichomonas* et il est mort le 9^e jour avec une infection intense par l'amibe et les *Trichomonas*. A l'examen du gros intestin, on ne trouva ni altérations de la muqueuse ni amibes ayant phagocyté des globules rouges.

Le résultat de l'infection du chat de 150 grammes et du petit chien ayant reçu les amibes par voie buccale, directement du 1^{er} chien infecté, sera rapporté dans le chapitre suivant.

Les amibes et les *Trichomonas* du jeune chien infecté par voie intrarectale dans la 2^e série et sacrifié le 5^e jour après l'inoculation, ont été passés à deux nouveaux chiens âgés de 20 jours.

L'un de ces deux chiens a été inoculé par voie intrarectale et l'autre a reçu les amibes par la bouche. L'anus du chien inoculé par voie rectale n'a pas été fermé après l'inoculation, comme dans les expériences précédentes. Malgré cela, ce chien s'est infecté avec l'amibe et les *Trichomonas* et déjà, à partir du 3^e jour, on décelait dans le liquide de lavage de l'intestin, ces deux protozoaires. Le 4^e jour, le nombre des amibes et des *Trichomonas* était très grand, mais à partir du 5^e jour, l'amibe disparaissait très rapidement. Le 6^e jour, l'animal mourut et l'autopsie fut faite tout de suite après la mort. A l'examen du gros intestin, on n'a trouvé aucune lésion de la muqueuse. L'amibe n'a pas été trouvée, tandis que les *Trichomonas* étaient très nombreux sur tout le rectum et surtout dans la dernière partie de l'intestin grêle. Comme chez les autres chiens infestés par cette amibe, je n'ai pas trouvé, pendant toute la durée de l'infection, une seule amibe ayant phagocyté des globules rou-

ges. La mort de l'animal a été causée par l'infection intense due au *Trichomonas*.

Le résultat de l'infection du chien ayant reçu les amibes par voie buccale sera rapporté dans le chapitre suivant.

B. Infection du chien avec la souche n° 2. — La souche d'*Entamoeba dispar*, dont je me suis servi dans les expériences qui vont suivre, appartenait à une personne infectée spontanément par cette amibe depuis plusieurs années. J'ai choisi exprès cette souche, parce qu'elle était exempte de *Trichomonas*, flagellé très pathogène pour les jeunes chiens, comme nous l'avons vu dans un travail antérieur.

De même que pour la première souche, ici également l'amibe a été d'abord passée par le chat pour m'assurer que la souche que j'avais choisie appartenait vraiment à l'*Entamoeba dispar*. L'infection du chat ayant réussi, les amibes ramassées sur la muqueuse du gros intestin, après l'autopsie de l'animal, ont été données à deux chiens de la même portée et âgés de 20 jours environ. L'un de ces deux chiens a été inoculé par voie intrarectale et l'autre a reçu les amibes par voie buccale.

L'anus du chien inoculé par voie intrarectale fut ouvert 24 heures après l'inoculation des amibes. A l'examen direct du liquide de lavage de l'intestin, fait 24 heures après l'ouverture de l'anus, on trouva seulement quelques amibes. L'infection devint beaucoup plus intense le 4^e et le 5^e jour, tandis qu'à partir du 6^e jour, les amibes n'ont été trouvées ni à l'examen direct ni par la culture de liquide de lavage de l'intestin.

Pendant toute la durée de l'infection, le chien n'a pas présenté de diarrhée et parmi les nombreuses amibes que j'ai examinées, je n'en ai pas trouvé une seule ayant phagocyté des globules rouges.

Le 7^e jour, on fit un nouvel examen des selles du chien et comme on le trouva négatif, on lui fit avaler quelques gouttes de culture de *Trichomonas*. L'infection à *Trichomonas* fut constatée dès le 2^e jour et le nombre en augmentait d'un jour à l'autre, au point de faire mourir cet animal le 9^e jour après l'ingestion. A l'autopsie, on ne constata aucune lésion macroscopique du gros intestin, malgré de nombreux flagellés, qui pullulaient dans tout le rectum ainsi que dans la dernière partie de l'intestin grêle.

Le résultat de l'infection du chien qui avait reçu, en même temps, des amibes par la bouche, sera rapporté dans le chapitre suivant.

II. INFECTION DU CHIEN PAR VOIE BUCCALE AVEC LA FORME VÉGÉTATIVE DE L'*Entamœba dispar*

Avant de donner les résultats de l'infection du chien et du chat par voie buccale avec la forme végétative de l'*Entamœba dispar*, je veux m'arrêter un instant sur la question de l'infection de ces animaux par la forme végétative des amibes en général. En effet, cette question n'est pas encore élucidée et les différents auteurs ont émis, à ce sujet, des opinions contradictoires.

Tandis que Schaudinn et Craig, cités par Brumpt, ont réussi à infecter le chat par voie buccale avec la forme hématophage de l'*Entamœba dysenteriae*, au contraire, Wenyon n'est pas du même avis et, dans son traité de Protozoologie, il écrit : « As the cysts of *E. histolytica* never occur in cats, the infection cannot be handed on from cat to cat by feeding with intestinal contents. The writer has never succeeded in infecting kittens by means of material from liver abscess, in spite of the presence of active amœbæ. »

A l'époque où je disposais de quelques souches d'*Entamœba dysenteriae*, je n'avais pas pensé à cette question et je ne l'aurais jamais posée, si je n'avais pas pu infecter facilement, par voie buccale, le chat et le chien avec la forme végétative de l'*Entamœba dispar*. En effet, il y a longtemps que j'avais remarqué que les jeunes chats, pesant moins de 250 grammes, s'infectaient facilement par voie buccale avec l'*Entamœba dispar* de culture ; mais comme il n'est pas rare de voir se former des kystes dans le milieu de culture, je n'attribuais pas une grande importance à ces infections. Mais en remarquant que seuls les tout jeunes chats s'infectaient de cette façon, je commençai à croire que l'infection de ces animaux doit être possible, même par la forme végétative de l'amibe donnée par la bouche. Cette supposition fut confirmée le jour où je réussis à infecter deux petits chats par l'ingestion d'amibes provenant directement du gros intestin d'un chat, mort d'infection à *Entamœba dispar*.

Chez les chats infectés par la voie buccale avec la forme végétative de l'*Entamœba dispar*, les amibes peuvent être trouvées dans le liquide de lavage du gros intestin, déjà 48 heures après l'ingestion. L'infection, chez ces jeunes animaux, marche vite et ils succombent le 4^e jour au plus tard, avec de nombreuses amibes localisées sur le rectum et la dernière partie de l'intestin grêle, sans altération macroscopique de ces organes.

Connaissant déjà cela, je n'étais nullement étonné de voir des chiens infectés par voie buccale avec des amibes provenant direc-

tement d'un chien infecté expérimentalement par l'*Entamoeba dispar*.

A. Infection du chien par la forme végétative de l'amibe provenant de la souche n° 1. — Les amibes et les *Trichomonas* du 1^{er} chien infecté par voie intrarectale, avec les résultats exposés dans le chapitre précédent, ont été donnés par la bouche, comme nous l'avons vu, à un chat pesant 150 grammes et à un chien de la même portée que le chien inoculé dans le même temps par la voie intrarectale.

Le jeune chien présenta les deux protozoaires dans le liquide de lavage de l'intestin 48 heures après l'ingestion. L'infection de ce chien marcha de la même façon que pour son frère infecté en même temps par la voie rectale. Bien que les amibes aient commencé à disparaître à partir du 5^e jour, l'animal succomba le 6^e jour à l'infection intense par les *Trichomonas*. A l'examen du gros intestin, il n'a été vu aucune altération de cet organe. On ne trouva pas non plus d'amibes, tandis que le *Trichomonas* abondait dans tout le rectum ainsi que dans la dernière partie de l'iléon.

Pendant toute la durée de l'infection, on n'a constaté, dans les selles un peu diarrhéiques, ni glaires ni globules rouges et, parmi les nombreuses amibes que j'ai examinées au courant de l'infection, je n'en ai pas trouvé une seule ayant phagocyté des globules rouges.

Le petit chat pesant 150 grammes, à qui on avait fait avaler des amibes et des *Trichomonas* en même temps qu'au petit chien, s'infecta avec ces deux protozoaires et succomba le 3^e jour après leur ingestion.

Le 2^e chien, ayant avalé les amibes et le *Trichomonas*, était ce chien dont le frère avait été inoculé en même temps par la voie intrarectale avec la même amibe et le *Trichomonas* sans fermeture anale ; le résultat de cette expérience a été exposé dans le chapitre précédent. Chez ce chien, le *Trichomonas* fut trouvé dès le 2^e jour et l'amibe à partir du 3^e jour après l'ingestion des protozoaires. Le 4^e jour on trouva, à l'examen direct du liquide de lavage de l'intestin, un nombre considérable d'amibes et beaucoup de *Trichomonas*. Le 5^e jour, bien que l'amibe ait commencé à disparaître, l'animal devint de plus en plus faible et refusa de manger ; il succomba le 6^e jour. A l'examen du gros intestin, on ne trouva aucune altération de la muqueuse, tandis que la dernière partie de l'intestin grêle était remplie de pus. On ne trouva d'amibes ni dans le rectum ni dans la dernière partie de l'iléon, tandis que le *Trichomonas* était très abon-

dant dans tout le rectum et surtout dans la dernière partie de l'intestin grêle. Pendant toute la durée de l'infection, l'animal n'a présenté dans les selles ni glaires ni sang et parmi les nombreuses amibes que j'ai examinées, je n'en ai pas trouvé une seule ayant phagocyté des globules rouges. Ici également, le chien est mort par suite de l'infection intense à *Trichomonas*, comme nous le verrons dans les expériences suivantes.

B. Infection du chien par voie buccale avec la souche n° 2.

— Le chien ayant reçu par la bouche les amibes appartenant à la souche n° 2, était le frère du chien, qui a été inoculé en même temps par la voie intra-rectale ; le résultat de cette infection a été exposé dans le chapitre précédent.

Chez ce chien, les amibes furent trouvées dès le 3^e jour dans le liquide de lavage de l'intestin. Le 4^e jour, le nombre des amibes était très grand, mais à partir du 6^e jour l'amibe n'a été trouvée ni à l'examen direct ni par culture du liquide de lavage de l'intestin.

Pendant toute la durée de l'infection, le chien s'est bien porté et n'a jamais présenté de selles diarrhéiques.

Trois semaines après la guérison spontanée, ce chien fut inoculé avec la 1^{re} souche d'*Entamoeba dispar*, accompagnée de *Trichomonas*. L'anus fut ouvert 24 heures après l'inoculation et dans le liquide de lavage de l'intestin, on a trouvé de nombreux *Trichomonas*, tandis que l'amibe était absente. Par l'examen quotidien, fait pendant 10 jours, l'amibe n'a jamais pu être retrouvée, ce qui m'a permis de conclure que la réinfection du chien par cette même amibe n'est pas possible. Après un mois environ, l'infection à *Trichomonas* disparut également.

III. INFECTION SPONTANÉE DU CHIEN PAR L'*Entamoeba dispar*

Dans les expériences, exposées dans les deux premiers chapitres, j'avais signalé qu'en partant des amibes et du *Trichomonas* du 1^{er} chien, j'avais infecté un chien et un chat par voie intrarectale et puis un autre chien et un autre chat par voie buccale.

Un 3^e chien, de la même portée que les deux chiens infectés par voie intrarectale et par la bouche avec l'*Entamoeba dispar* et le *Trichomonas*, est resté dans la même cage que ses frères infectés.

Lorsque ces deux chiens ont été très affaiblis par leur infection, de crainte de perdre le passage direct de l'amibe de l'animal à l'animal, au cas de leur mort en mon absence du laboratoire, j'ai décidé d'inoculer ce 3^e chien avec les amibes de ses frères. Avant d'inoculer

l'animal, je fis l'examen des selles après un lavage de l'intestin et à ma grande surprise je constatai que ce chien était porteur de l'amibe et du *Trichomonas*.

L'infection spontanée des jeunes chiens avec le *Trichomonas* par la vie en commun avec des animaux infectés par ce flagellé est fréquente, comme nous l'avons démontré dans un travail antérieur. Mais, sachant que le jeune chat et le jeune chien peuvent être infectés facilement par voie buccale avec la forme végétative de l'amibe, on peut facilement expliquer le mécanisme de l'infection spontanée au laboratoire des jeunes chiens vivant avec des animaux infectés. En effet, les chiens se lèchent constamment ; ils peuvent donc avaler facilement les amibes et s'infecter de cette façon, mais, dans la nature, ces animaux peuvent s'infecter par les selles humaines, soit avec la forme végétative de l'amibe soit par ses kystes, étant donné que le chien est un animal coprophage.

Ce chien infecté spontanément a été trouvé porteur de l'amibe et du *Trichomonas* le 5^e jour après que ses frères avaient reçu ces deux protozoaires par voie buccale et intrarectale. Comme les deux animaux infectés expérimentalement avaient présenté des amibes et des *Trichomonas* dès le 2^e jour, on peut admettre que le 3^e chien s'est infecté peu de temps après la vie en commun avec ses frères.

Chez ce chien, l'infection marcha de la même façon que chez ses frères infectés expérimentalement. A l'autopsie, faite tout de suite après la mort, on ne trouva aucune altération de la muqueuse du gros intestin. Le nombre des amibes sur cet organe était peu considérable, tandis que le *Trichomonas* abondait sur tout le rectum, ainsi que dans la dernière partie de l'iléon. Ici, également, la mort de l'animal a été due au *Trichomonas*.

Outre ces chiens, j'ai réussi à infecter à plusieurs reprises d'autres chiens, soit avec l'*Entamoeba dispar* de culture, avec ou sans *Trichomonas*, soit directement par les selles de porteurs humains de cette amibe.

DISCUSSION

De ces expériences, il ressort que le jeune chien s'infecte aussi facilement que le chat par l'*Entamoeba dispar*. Cet animal, aussi bien que le chat, peut s'infecter par les kystes ou la forme végétative de l'amibe, soit par la bouche, soit par inoculation intrarectale, soit enfin spontanément, par la vie en commun avec des animaux infectés.

Pour réussir l'infection du chien par l'*Entamoeba dispar*, il faut disposer de jeunes animaux, car plus le chien est jeune, plus l'in-

fection est facile. Pour l'infection avec la forme végétative de l'amibe par la voie buccale, le chien ne doit pas être âgé de plus d'un mois et pour l'infection par voie intrarectale, l'âge de l'animal ne doit pas dépasser deux mois. Chez les chiens infectés par la bouche, on trouve des amibes dans le gros intestin déjà 48 heures après l'ingestion. Chez les animaux inoculés par voie intrarectale, on peut trouver des amibes dès l'ouverture anale, mais le plus fréquemment 48 heures après l'inoculation. Chez les chiens infectés, on trouve le plus grand nombre des amibes le 4^e et le 5^e jour, puis l'amibe disparaît très rapidement, de sorte que le 7^e jour après l'ingestion ou l'inoculation, on ne trouve plus d'amibes. Au cours de l'infection du chien par l'*Entamæba dispar*, il peut y avoir une diarrhée fécaloïde, mais on ne trouve jamais de glaires ou de sang. En infectant le chien directement avec les selles humaines, d'habitude l'amibe ne change pas de dimensions et dans les selles du chien infecté, on trouve des exemplaires de petite taille, ce qui n'est pas le cas chez les chats infectés avec cette amibe. De même, le noyau des amibes provenant des chiens est fréquemment visible et, à première vue, on a l'impression qu'il s'agit d'une petite forme de l'*Entamæba coli*.

Dans l'intestin du chien, l'*Entamæba dispar* ne devient jamais hématophage, même après plusieurs passages par les animaux, ce qui la différencie nettement de l'*Entamæba dysenterix*.

A l'autopsie des chiens infectés par l'*Entamæba dispar*, on ne trouve aucune altération de la muqueuse du gros intestin, ce qui nous fait penser qu'elle vit en saprophyte dans cet organe. Chez de nombreux chiens infectés par cette amibe, je n'ai jamais vu un abcès du foie.

Si le chien est infecté à la fois avec l'*Entamæba dispar* et le *Trichomonas*, deux cas peuvent se présenter ; si le chien est âgé de plus d'un mois, entre le 5^e et le 7^e jour, il se débarrasse de l'amibe et en un mois du *Trichomonas* ; mais si l'animal est âgé de moins d'un mois, malgré la disparition de l'amibe entre le 5^e et 7^e jour, il succombe sûrement à l'infection par le *Trichomonas*. Plus l'animal est jeune, plus il meurt rapidement par le *Trichomonas*.

Les chiens débarrassés de leur infection à *Entamæba dispar* ne se réinfectent plus avec cette amibe et il serait intéressant d'essayer avec l'*Entamæba dysenterix* l'infection des chiens guéris de l'*Entamæba dispar* ; je suis persuadé qu'ils s'infecteront facilement par l'*Entamæba dysenterix*.

Maintenant, je veux revenir à la question de l'infection du chien par l'*Entamæba dysenterix*. Personnellement, je n'ai pas eu l'occa-

sion d'étudier cette amibe sur cet animal, mais, en se rapportant aux travaux des auteurs ayant travaillé cette question, on voit que les chiens infectés par cette amibe, présentent une colite aiguë, suivie d'ulcérations semblables à celles qu'on observe chez le chat ou chez l'homme.

D'après les travaux de Faust, l'incubation chez les chiens infectés par l'*Entamæba dysenterix*, varie de 1 à 5 jours ; elle est généralement de 2 jours, sauf chez un vieux chien où elle a été de 23 jours. D'après cet auteur, l'animal infecté par cette amibe succombe en 2 à 3 semaines à l'infection aiguë. A l'autopsie, on observe beaucoup de lésions du cæcum ; il y en a même plus que chez l'homme, mais elles sont moins profondes ; il y en a de moins en moins à mesure qu'on remonte vers l'iléon. Faust a vu chez un chien que la maladie a pris l'allure chronique et enfin il mentionne qu'un vieux chien a spontanément guéri.

En comparant mes expériences sur l'*Entamæba dispar* chez le chien avec celles de Faust sur l'*Entamæba dysenterix* chez le même animal, je crois qu'il serait inutile d'insister plus longtemps sur ce qu'il n'existe aucune ressemblance épidémiologique entre l'infection du chien par l'*Entamæba dispar* et celle par l'*Entamæba dysenterix*.

La sensibilité du jeune chien à l'infection par l'*Entamæba dispar* ne suffit pas pour admettre l'identité de ces deux amibes, car nous verrons prochainement que même l'*Entamæba coli* peut infecter le jeune chien ; pourtant personne ne pense à l'identité de l'*Entamæba coli* et de l'*Entamæba dysenterix*.

Le seul fait que l'*Entamæba dispar*, même après 6 passages par le chien ou le chat, ne devient pas pathogène pour ces animaux, suffit déjà pour différencier cette amibe de l'*Entamæba dysenterix*, qui, même après avoir été gardée un an en culture, est encore capable d'infecter ces animaux avec tous les signes de la dysenterie amibienne. Alors, après tout cela, peut-on vraiment considérer l'*Entamæba dispar* comme une variété de l'*Entamæba dysenterix*, dont la virulence serait affaiblie ?

D'après les expériences que je viens d'exposer, nous voyons que le jeune chien s'infecte facilement par l'*Entamæba dispar* ; il doit donc être un animal de choix pour différencier cette amibe saprophyte de l'*Entamæba dysenterix*, agent de la dysenterie amibienne.

Est-ce parce que le chien est moins sensible que le chat à l'*Entamæba dysenterix*, qu'on a donné la préférence dans les laboratoires à ce dernier animal ? Je ne puis le dire actuellement, mais je crois que le chien doit être aussi sensible que le chat à l'infection par

cette amibe, pourvu que l'animal soit jeune. L'entretien des jeunes chiens au laboratoire est très facile et je les garde depuis l'âge de 10 jours en les nourrissant artificiellement avec du lait, donné par une sonde attachée à une seringue.

Avant de terminer, je veux m'arrêter encore un instant sur la question de l'infection spontanée du chien dans la nature par l'*Entamæba dispar* et par l'*Entamæba dysenteriae*.

Puisque le chien peut expérimentalement s'infecter facilement par voie buccale, soit par la forme végétative, soit par les kystes de l'*Entamæba dispar*, on peut se demander alors pourquoi, dans les pays où cette amibe est fréquente, on ne trouve pas dans la nature des chiens infectés, étant donné que cet animal est coprophage ? La solution de cette question doit être cherchée, d'après moi, dans la sensibilité à l'infection par rapport à l'âge et au mode de nutrition des chiens. En effet, le chien adulte doit être résistant à l'infection par l'*Entamæba dispar* et le jeune chien, à l'âge où il peut s'infecter par la bouche, n'est pas d'habitude coprophage : même si l'infection se produisait par hasard, elle passerait inaperçue, car l'animal infecté par cette amibe ne présente aucun signe clinique de la maladie.

Une chose analogue doit se produire même avec l'*Entamæba dysenteriae* : si Faust a trouvé deux chiens infectés par l'*Entamæba dysenteriae* à la Nouvelle-Orléans, il s'agissait probablement de jeunes animaux, dont l'infection a été reconnue par la dysenterie, qu'ils ont présentée.

RÉSUMÉ

1. — Deux souches d'*Entamæba dispar* de Skoplje, dont une accompagnée de *Trichomonas*, ont été inoculées par voie intrarectale et les formes végétatives de ces deux souches ont été données par voie buccale, à une série de jeunes chiens.

2. — La souche d'*Entamæba dispar* souillée de *Trichomonas*, après avoir d'abord passé deux fois par le chat, a été inoculée par voie intrarectale successivement à trois chiens de trois séries. Ensuite l'amibe et le *Trichomonas* du 1^{er} chien infecté, ont été donnés par voie buccale à un chien. Enfin, les amibes et les *Trichomonas* d'un chien de la 2^e série infecté par voie rectale, ont été donnés par la bouche à un autre chien.

3. — La 2^e souche d'*Entamæba dispar*, ayant également passé par le chat, a été inoculée par voie intrarectale à un chien et puis a été donnée par la bouche à un autre chien de la même portée.

4. — Tous les chiens inoculés par voie intrarectale par l'*Entamæba dispar* avec ou sans *Trichomonas*, ainsi que les chiens ayant reçu par voie buccale cette amibe avec ou sans *Trichomonas*, se sont infectés avec l'amibe seule ou avec l'amibe et le *Trichomonas*.

5. — Un chien de la même portée que les deux chiens, dont un a été infecté par voie intrarectale et l'autre par voie buccale avec l'amibe et le *Trichomonas*, s'est infecté spontanément avec ces deux protozoaires, par la vie en commun avec ses frères infectés.

6. — Les chiens infectés avec l'*Entamæba dispar* seule, se sont débarrassés de cette amibe entre le 5^e et 7^e jour, tandis que ceux qui ont été infectés à la fois par l'amibe et le *Trichomonas*, se sont débarrassés de l'amibe entre le 5^e et 7^e jour et du *Trichomonas* après un mois environ, si leur âge était de plus d'un mois. Au contraire, les animaux âgés de moins d'un mois, bien que leurs amibes aient disparu, ont succombé dans la suite à leur infection à *Trichomonas*. Les chiens guéris de l'infection par l'*Entamæba dispar*, n'ont pas pu être réinfectés avec cette amibe.

7. — Les chiens infectés par l'*Entamæba dispar* ne souffrent pas de l'infection. Dans l'intestin de ces animaux, cette amibe ne devient jamais hématophage. A l'autopsie, on ne trouve aucune altération de la muqueuse du gros intestin.

8. — De ces expériences on peut conclure que le chien, jusqu'à l'âge de deux mois, est un animal de choix pour différencier nettement l'*Entamæba dispar*, amibe saprophyte, de l'*Entamæba dysenteriae*, agent de la dysenterie amibienne.

BIBLIOGRAPHIE

- WENYON (C.-M.). — *Protozoology*, 1926, I, p. 204-205.
- FAUST (E.-C.). — Experimental acute amæbic colitis in dogs. *Proc. Soc. exper. biol. and. med.*, XXVII, 1930, p. 908-911.
- BRUMPT (E.). — *Précis de Parasitologie*, 4^e édition, 1927, p. 125.
- SIMIC (Tsh.). — Infection expérimentale de l'homme par *Entamæba dispar* Brumpt. *Annales de Parasitologie*, IX, 1931, p. 385-391.
- Etude expérimentale complémentaire de l'*Entamæba dispar*. Brumpt, de Skoplje, sur le chat. *Annales de Parasitologie*, IX, 1931, p. 497-502.
- Etude biologique et expérimentale du *Trichomonas intestinalis*, infectant spontanément l'homme, le chat et le chien. *Annales de Parasitologie*, X, 1932, p. 209-224.
- Etude complémentaire de l'infection du chien par le *Trichomonas* d'origine humaine, canine et féline. *Annales de Parasitologie*, X, 1932, p. 402-406.

Institut d'Hygiène de Skoplje (Yougoslavie).

ACTION DES CHAMPIGNONS ENTOMOPHYTES
SUR LA PYRALE DU MAÏS
(*PYRAUSTA NUBILALIS* HÜN)

Par C. TOUMANOFF

Malgré d'assez nombreux travaux traitant de l'action des champignons entomophytes, un certain nombre de questions relatives à l'infection et à la propagation des maladies mycosiques des insectes ne sont pas encore complètement élucidées. Les faits concernant le rôle qu'exercent différents facteurs sur l'infection doivent être étudiés séparément pour chaque insecte nuisible intéressant l'agriculture car, nous semble-t-il, l'action pathogène des champignons est différente dans chaque cas.

A ma connaissance, il n'existe que peu de travaux ayant trait à l'action des champignons entomophytes sur *Pyrausta nubilalis* et c'est pour cela que j'ai dû, avant d'envisager l'application pratique de divers champignons dans la lutte contre la pyrale, débiter par des expériences de laboratoire qui pourront plus tard faciliter ma tâche au point de vue pratique. Je ne puis donc actuellement tirer aucune conclusion définitive d'ordre pratique concernant l'emploi des champignons dans la lutte contre *Pyrausta nubilalis* dans la nature ; je me bornerai seulement à exposer les résultats des expériences faites dans les conditions du laboratoire.

La bibliographie concernant les champignons entomophytes et leur application en agriculture est considérable ; il existe un grand nombre de travaux ayant rapport à l'action qu'exercent les entomophytes sur les insectes. Je ne puis donner ici de détails sur les faits acquis dans ce domaine et je renvoie ceux que la question intéresse aux exposés d'ensemble sur ces questions, tout particulièrement au travail de Picard, publié en 1914 dans les *Annales de l'Ecole Nationale d'Agriculture de Montpellier*.

Je note seulement que des travaux récents, notamment ceux de Voukassovitch et Mme Arnaud, démontrent que l'infection des larves d'insectes par les champignons entomophytes se réalise assez facilement lorsque les conditions du milieu sont favorables et qu'alors il suffit du simple contact des spores du champignon avec le corps de l'insecte.

MATÉRIEL

Je me suis servi, pour mon travail, de chenilles de *Pyrausta* capturées aux environs de Paris dans des tiges d'armoïse.

J'ai fait mes expériences avec les champignons suivants :

1. *Aspergillus flavus* Link.
2. *Beauveria bassiana* (Bals).
3. *Beauveria globulifera* (Speg.).
4. *Spicaria farinosa* (Dicks.).

Les souches de ces champignons étaient d'origines différentes.

Aspergillus flavus, par exemple, était représenté par trois souches :

Souche A, isolée des vers à soie et reçue de l'Institut de Sériciculture de Tokio ;

Souche B, provenant de Hollande, du Bureau Central de Mycologie de Baarn ;

Souche C, isolée par moi de larves d'abeilles mortes d'aspergillose et momifiées.

Beauveria bassiana était aussi représenté par trois souches : l'une provenait du Japon, une autre de Hollande et la troisième de la collection de l'Institut Pasteur.

La souche unique de *Beauveria globulifera* provenait de Hollande.

Enfin, *Spicaria (Isaria) farinosa* était aussi représenté par deux souches : l'une isolée des vers à soie, au Japon, et l'autre, reçue de Hollande, représentait la forme conidienne de *Cordyceps militaris*.

Mes expériences avaient pour but d'établir : 1, le mode d'infection de *Pyrausta* par les champignons en question ; 2, l'action pathogène exercée sur l'insecte par ces champignons ; 3, l'influence de la température et de l'état hygrométrique sur l'infection et la transmission de la maladie d'un insecte à l'autre ; 4, l'action des facteurs pouvant empêcher l'application des champignons dans la nature ; enfin, 5, j'ai voulu faire l'étude comparative de la virulence des différentes souches d'un même champignon pour l'insecte.

1. Mode d'infection de la pyrale par le champignon

Le mode d'infection des insectes par les champignons entomophytes peut être différent selon les insectes envisagés.

Les *insectes succeurs* : mouches, abeilles, s'infectent, comme on le sait, par la voie buccale, les spores du champignon pénétrant dans l'estomac ou l'intestin où elles germent en provoquant soit une intoxication, soit une infection généralisée. Ce mode d'infection a été constaté pour la première fois par Roubaud sur des mou-

ches infectées expérimentalement par *Empusa* (*Stomoxys calcitrans*, *Musca domestica*). Il a été constaté aussi pour les abeilles par Vincens, Turesson et par moi-même.

Dans la majorité des cas, lorsque les spores du champignon pénètrent par la voie buccale, l'infection proprement dite n'a pas toujours lieu et c'est l'intoxication qui provoque la mort de l'insecte ; par exemple, il est rare de rencontrer une infection généralisée chez des abeilles infectées par la voie buccale.

Les larves de lépidoptères, au contraire, peuvent s'infecter, comme on l'admet généralement aujourd'hui, non seulement par la voie buccale, mais encore par la voie tégumentaire ; le premier mode d'infection n'a même été signalé qu'assez rarement. En ce qui concerne *Pyrausta*, il a été étudié par moi pour trois champignons : *Aspergillus flavus* (souche A) ; *Isaria farinosa* (souche du Japon) et *Beauveria bassiana*. Pour produire l'infection, je plaçais les spores du champignon sur les téguments de l'insecte, ou je mettais les insectes dans des bocaux contenant des fragments d'armoise souillés par une émulsion de spores dans l'eau physiologique.

Mes expériences m'avaient permis de constater que l'infection des chenilles de *Pyrausta*, comme celle des chenilles d'autres lépidoptères, s'effectue, au 4^e stade, à travers les téguments ; le champignon envoie des hyphes dans le corps de l'insecte, ce qui donne lieu, au bout d'un certain temps, à une infection généralisée.

Les coupes n'ont pas permis, jusqu'à présent, de constater l'infection par la voie buccale. La pénétration des champignons peut se produire dans les diverses parties du corps de l'insecte, depuis le premier segment jusqu'au dernier. Sur le corps des chenilles infectées, on observe des taches brunes ou noirâtres qui correspondent aux lieux de pénétration du champignon. La résistance des insectes semble être très faible et l'action pathogène des champignons se manifeste par la désintégration des tissus qu'ils trouvent sur leur parcours. Tous les tissus sont susceptibles d'être envahis par les champignons : cuticule, corps gras, système nerveux, muscles, et en dernier lieu intestin. J'ai pu constater que les chenilles aux trois quarts envahies par les champignons conservent parfois la capacité de mouvoir la partie du corps restée intacte, probablement parce que le système nerveux de cette partie n'est pas touché.

La survivance, parfois assez longue, des insectes infectés par les champignons, peut être expliquée, à notre avis, non par le fait de leur résistance, mais par celui de la croissance et de la progression généralement assez lente du champignon dans le corps de l'insecte. Il faut noter, d'autre part, que les insectes meurent parfois avant que l'infection se soit généralisée, quelquefois en se desséchant.

Au point de vue du mode d'infection, les chenilles de la pyrale se comportent exactement comme les chenilles des autres lépidoptères. Quoique l'infection des chenilles se trouvant à leur dernier stade s'effectue à travers les téguments, il me semble qu'il est possible de dire, *a priori*, que les chenilles jeunes, se nourrissant de feuilles, peuvent s'infecter par la voie buccale.

2. Action de la température sur l'infection de la pyrale du maïs par les champignons

Ces expériences ont été faites entre 8 et 30° C.

Une température supérieure à 30°, c'est-à-dire de 33 à 37°, se montre très souvent nuisible aux chenilles et les fait mourir parfois assez vite, même si elles ne sont pas infectées et que l'état hygrométrique soit assez élevé.

Ces expériences ont été faites, pour les 3 lots de chenilles infectées, à des températures variant entre 8 et 12° dans la glacière, entre 17 et 21° au laboratoire, et entre 27 et 30° à l'étuve.

Les chenilles en expérience étaient placées dans des bocaux ou des cristallisoirs. Les spores du champignon étaient étalées sur les téguments des insectes.

1. Expériences avec *Beauveria bassiana*

Le tableau ci-dessous résume les résultats des expériences faites avec *Beauveria bassiana* :

Temps en jours	T° 8-12° C. Exp. sur 75 chenilles Nombre des morts	Contrôle non infecté, nombre des morts pour toute la période de 27 jours	T° 17-21° C. Exp. sur 100 chenilles Nombre des morts	Con- trôle	T° 27-30° C. Exp. sur 100 chenilles Nombre des morts	Con- trôle
1- 3....	0	14	14	3	8	4
4- 6....	0		28		46	
7- 9....	0		30		28	
10-12....	0		18		12	
13-15....	19		10		6	
16-18....	5					
19-21....	34					
22-24....	16					
	74 sur 75		100		100	

Comme on le voit d'après ce tableau, le taux de la mortalité le plus élevé, à des températures de 17-21° C. et de 27-30° (avec le maximum pour la première), correspond à 7-9 jours dans le premier cas et dans le second à 4-6 jours. A une température variant entre 8 et 12°, le nombre des chenilles mortes se trouvait à son maximum entre 18 et 21 jours. A cette température, la maladie progresse donc très lentement. Sous la rubrique *contrôle*, on voit le nombre des chenilles normales qui moururent aux températures indiquées sur le tableau.

2. Expériences avec *Beauveria globulifera*

Les expériences n'ont pu être faites jusqu'à présent que dans les limites de 18-30° C.

Dans deux lots de chenilles soumises à l'infection à la température de 18-22° et 27-30°, la marche de l'infection suivit le cours indiqué sur le tableau suivant :

Temps en jours	T° 18-22° Expériences sur 50 chenilles Nombre des morts	Contrôle	T° 27-30° Expériences sur 50 chenilles Nombre des morts	Contrôle
1- 3.....				
4- 6.....	15		10	8
7- 9.....	12	2	13	
10-12.....	16		19	
13-15.....	3		6	
16-17.....	4		2	
	50		50	

3. Expériences avec *Aspergillus flavus* faites entre 8 et 30° C.

Il ressort de ces expériences, faites entre 8 et 30° C., que l'infection se réalise mieux aux températures comprises entre 18 et 30°, et qu'elle se fait plus lentement à la température de 8 à 12°.

Temps en jours	T° 8-12° C Exp. sur 100 chenilles. Nombre des chenilles mortes	Con- trôle	T° 18-22° C Exp. sur 120 chenilles. Nombre des chenilles mortes	Con- trôle	T° 27-30° C. Exp. sur 110 chenilles. Nombre des chenilles morts	Con- trôle
1- 3....	0	15	18	12	10	12
4- 6....	0		31		50	
7- 9....	0		33		31	
10-12....	0		24		13	
13-15....	27		14		6	
16-18....	6					
19-21....	47					
22-24....	20					
	100		120		110	

Jusqu'à présent, les expériences sur l'action de la température, dans de larges limites, n'ont été faites qu'en ce qui concerne surtout les trois champignons dont nous avons parlé plus haut. Je dois cependant indiquer que les expériences faites avec *Spicaria farinosa* ont démontré que l'infection de la Pyrale par ce champignon se fait également très bien à des températures comprises entre 17 et 21° C. le taux maxima de la mortalité se plaçant dans ces conditions entre 12 et 15 jours. L'infection et la mort se produisent ainsi plus lentement avec cette espèce.

3. Action de l'état hygrométrique

L'action de l'état hygrométrique, dans le cas d'infection des insectes par *Aspergillus flavus*, *Beauveria globulifera* et *B. bassiana*, a été mesurée à l'aide d'un psychomètre. Cette action, bien qu'étudiée dans un grand nombre de nos expériences, ne nous a pas donné de résultats définitifs. Elle nous a seulement montré que, dans le cas où l'état hygrométrique varia entre 46 et 70 p. 100, son action fut imperceptible ; les chenilles moururent tout aussi bien lorsque l'état hygrométrique était à 46 que lorsqu'il atteignit 70 p. 100.

Je me suis aperçu aussi qu'en atmosphère saturée, l'infection des chenilles n'accélère pas, dans ces conditions, la mort des insectes.

Expériences avec Beauveria globulifera T^o 17-21^o

A. — Atmosphère saturée de vapeur d'eau.

Cinq chenilles sont mises en contact avec les spores du champignon, le 28 mars 1929 et placées dans l'atmosphère saturée. Le 2 avril, trois sont très malades et meurent le jour suivant. Le 4 et le 5 avril, toutes sont mortes.

Les cinq chenilles en expérience moururent donc entre 6 et 8 jours après le commencement de l'expérience.

B. — Etat hygrométrique moyen, 48 p. 100.

Cinq chenilles sont soumises à l'infection à l'état hygrométrique moyen de 48 p. 100. Trois chenilles meurent le 12^e jour après le commencement de l'expérience, les 2 autres le 14^e jour.

Comme on en peut juger par ces deux expériences citées comme exemple et répétées plusieurs fois, les chenilles mouraient un peu plus vite dans l'atmosphère chargée d'eau que celles qui étaient soumises à l'infection, dans une pièce dont l'état hygrométrique moyen était de 48 0/0.

L'état hygrométrique joue probablement un rôle dans la progression de la maladie, mais il n'exerce qu'une influence assez faible sur l'infection.

Les expériences avec les autres champignons ont donné des résultats à peu près identiques.

Il me semble donc que, dans les limites variant entre 46 et 70 0/0, l'état hygrométrique n'exerce aucune action sur l'infection de *Pyrausta* par les champignons entomophytes. Cela est probablement dû au fait que les téguments de *Pyrausta*, grâce à la transpiration de l'insecte, sont assez humides pour que la germination des spores puisse se produire sur son corps. Il n'est donc pas nécessaire, pour provoquer l'infection, d'une humidité extérieure. Nous ne pouvons pas nous prononcer sur l'action de l'état hygrométrique inférieur à 46 0/0 ; il est possible qu'il influe sur l'infection d'une façon défavorable, mais, en ce qui concerne l'état hygrométrique compris entre 70 et 100 0/0, je crois qu'il ne doit pas exercer une action accélérante, car, ainsi que je viens de le dire, l'accélération de l'infection et de la mortalité sont très faibles dans les expériences faites en atmosphère saturée, par rapport à celles faites à un état hygrométrique ne dépassant pas 48 0/0.

Je dois noter, cependant, que l'état hygrométrique doit, au contraire, jouer un rôle très important, considérable même, dans la transmission de la maladie dans la nature. La formation des appareils de fructification à la surface du corps de l'insecte après sa mort est en rapport étroit avec l'état hygrométrique de l'air.

Tandis que le corps des chenilles infectées lorsque l'état hygrométrique est entre 50 et 70 p. 100 ne se couvre de mycélium que rarement, tardivement et incomplètement, celui des chenilles infectées en atmosphère saturée et laissées dans les mêmes conditions après la mort se couvre très vite de mycélium et les appareils de fructification sortent de la surface de la chenille en un temps relativement court (fig. 1).

Voici, à titre d'exemple, quelques expériences sur ce sujet :

A. Beauveria globulifera. — a) Cinq insectes morts d'infection par *Beauveria globulifera* sont placés dans un bocal dans une atmosphère chargée d'eau, le 22 novembre 1929. Cinq jours après, tous sont couverts de mycelium portant des appareils de fructification.

b) Le même nombre d'insectes, laissés 10 jours dans une chambre dont l'état hygrométrique variait entre 50-70%, n'a montré qu'une seule chenille légèrement couverte de mycelium.

B. Aspergillus flavus. — a) Cinq chenilles mourantes, infectées par *Aspergillus flavus*, sont laissées dans une atmosphère chargée de vapeur d'eau pendant 5 jours. Toutes se couvrent de mycelium avec des appareils de fructification.

b) Sur un même nombre d'insectes laissés à l'état hygrométrique de 50-70 p. 100 dans une chambre, deux seulement se couvrent incomplètement du mycelium (fig. 2).

Les expériences avec *Beauveria bassiana* ont donné des résultats tout à fait identiques. A la surface du corps des chenilles infectées par des champignons et laissées dans une atmosphère chargée de vapeur d'eau, le mycelium apparaît généralement déjà au bout de quelques heures, enveloppant le corps tout entier en quelques jours (fig. 3).

Si donc l'infection des chenilles de *Pyrausta* par les champignons peut s'effectuer assez facilement, dans des limites assez larges d'état hygrométrique, la persistance de la maladie et sa transmission dans la nature nécessitent un état hygrométrique très élevé.

4. Action du refroidissement des chenilles de *Pyrausta* sur l'infection par des champignons

J'ai fait aussi un certain nombre d'expériences, avec *Beauveria globulifera* et *B. bassiana*, pour savoir si le refroidissement des chenilles pouvait exercer une influence sur la vitesse d'infection.

Pour cela, les spores provenant de cultures âgées de 17 jours étaient étalés sur les téguments des chenilles, qui furent alors portées dans une glacière, pendant une période de 24 heures à 6 jours. Les insectes maintenus au froid ont été portés ensuite dans une étuve à 30°.

Voici, à titre d'exemple, deux expériences sur ce sujet :

1. Refroidissement pendant 24 heures

Dix chenilles avec des spores de *Beauveria* étalées sur les téguments sont placées dans une glacière (-3 à -5° C.). Vingt-quatre heures après elles sont portées dans une étuve à 30° C.

L'infection et la mortalité se produisaient de la façon indiquée ci-dessous :

A. Expérience avec *Beauveria globulifera*.

TEMPS DU SÉJOUR A L'ÉTUVE	INSECTES INFECTÉS		CONTRÔLE	
	Morts	Vivants	Morts	Vivants
24 h.....	0	10	0	10
2 jours.....	0	—	0	—
3 —	0	—	0	—
4 —	2	8	0	—
5 —	4	4	0	—
6 —	0	—	0	—
7 —	0	—	0	—
8 —	4	0	0	—
	10	0	0	10

B. Expérience avec *Beauveria bassiana*.

Cette expérience a été faite dans les mêmes conditions que pour *B. globulifera*.

TEMPS DU SÉJOUR A L'ÉTUVE	INSECTES INFECTÉS		CONTRÔLE	
	Morts	Vivants	Morts	Vivants
24 h.....	0	10	0	10
2 jours.....	0	—	0	—
3 —	0	—	0	—
4 —	2	8	0	—
5 —	2	6	0	—
6 —	0	—	2	8
12 —	5	1	0	—
	9	1	2	8

2. Refroidissement pendant 6 jours

A. Expérience avec *Beauveria globulifera*.

Même culture et mêmes conditions que dans les expériences précédentes, les chenilles restent pendant 6 jours dans la glacière avant d'être portées à l'étuve.

TEMPS DE SÉJOUR A L'ÉTUVE	INSECTES INECTÉS		CONTRÔLE	
	Morts	Vivants	Morts	Vivants
24 h.....	0	10	0	10
2 jours.....	0	—	0	—
3 —	1	9	0	—
4 —	0	—	0	—
5 —	3	6	2	8
6 —	4	2	0	—
7 —	2	0	0	—
	10	0	2	8

B. Expérience avec *Beauveria bassiana*.

Mêmes conditions que dans l'expérience A.

TEMPS DU SÉJOUR A L'ÉTUVE	INSECTES INECTÉS		CONTRÔLE	
	Morts	Vivants	Morts	Vivants
24 h.....	0	10	0	10
2 jours.....	0	10	0	—
3 —	2	8	1	9
4 —	1	7	0	—
7 —	4	3	0	—
9 —	1	2	2	7
10 —	1	1	0	—
12 —	1	0	0	—
	10	0	3	7

Les expériences précitées démontrent que le refroidissement des insectes infectés par *Beauveria globulifera* accélère faiblement leur

mort. Tandis que les chenilles normales, placées aussitôt après l'infection dans l'étuve à 30°, comme cela ressort des expériences au sujet de l'action de la température, mouraient de l'infection entre 9-12 jours, celles soumises au refroidissement préalable, soit pendant 6 jours, soit pendant 24 heures, meurent toutes entre 5-7 jours.

Cette accélération ne s'observe d'ailleurs pas toujours avec *B. globulifera* et ne se produit pas avec *Beauveria bassiana*, ou au contraire le refroidissement très prolongé (6 jours) ne donne aucun effet sur l'infection postérieure et celui 24 heures retarde un peu l'infection.

Il me semble donc que le refroidissement des insectes ne peut être considéré comme un facteur diminuant la résistance contre l'infection par les champignons employés dans les essais.

5. Virulence des diverses souches pour *Pyrausta nubilalis*

L'origine des souches a été indiquée plus haut.

Les expériences avec *Aspergillus flavus* Link., ont démontré que les différentes souches de ce champignon possèdent une virulence inégale pour l'insecte.

Des trois souches, la souche A était la plus pathogène, la souche B était aussi assez pathogène et la souche C était très peu virulente. Il est possible que cette dernière souche, isolée de larves d'abeilles mortes d'aspergillose, soit, dans son parasitisme, liée au mode spécial de la vie des abeilles et de leurs larves et surtout au fait de leur nutrition par des matières sucrées.

En ce qui concerne les autres champignons provenant de souches diverses : *Beauveria bassiana*, *Spicaria farinosa*, ceux-ci montraient une forte et égale virulence pour la Pyrale.

Je me propose ultérieurement d'envisager d'une façon détaillée la différence de virulence des diverses souches pour *Pyrausta nubilalis* Hübn.

6. Age des cultures et virulence des champignons

Les essais d'infection ont permis de constater que l'âge des cultures n'exerce presque aucune influence sur la pathogénicité des champignons.

Les conidies d'*Aspergillus flavus* de la souche A., d'une culture d'un an, infectent les insectes tout aussi bien que celles provenant de cultures jeunes âgées de 15-30 jours. Il en est de même pour

les conidies des cultures de 6 mois de *Spicaria farinosa* et *Beauveria bassiana*. Il en est probablement ainsi pour d'autres champignons.

Voici, à titre d'exemple, les expériences avec *Aspergillus flavus*.

Expérience A. — Le 8/10/27, cinq chenilles sont mises en contact, à 30° C., avec les conidies d'une culture d'*Aspergillus flavus* Link, âgé d'un an.

Six jours après, trois sont mortes. Le 7^e jour, encore une meurt. La dernière mourut le 9^e jour.

Le contrôle reste vivant.

Expérience B. — Cinq chenilles sont infectées par le contact avec les conidies d'*Aspergillus flavus* Link, provenant d'une culture de 20 jours. le 8/10/27.

Toutes sont mortes 8 jours après. Le contrôle reste vivant.

Les expériences avec *Spicaria farinosa* et *Beauveria bassiana* (cultures de 6 mois et cultures jeunes), donnèrent les mêmes résultats.

7. — Action du soleil sur les spores de certains champignons pathogènes pour *Pyrausta nubilalis*.

Parmi les facteurs pouvant exercer une influence défavorable pour l'application des champignons dans la nature contre *Pyrausta nubilalis*, une importance primordiale peut être attribuée au soleil. Cela m'avait incité à faire quelques expériences au sujet de l'action du soleil sur les spores des champignons entomophytes.

Ces expériences furent malheureusement commencées à l'époque où il était déjà difficile de se procurer un nombre suffisant de chenilles et n'ont encore porté que sur un assez petit nombre d'animaux.

J'ai pu faire 12 expériences sur 72 chenilles, dont 6 furent faites avec les spores de *Beauveria globulifera* et 6 avec les spores de *Beauveria bassiana*.

Ces expériences consistaient à soumettre les spores des champignons, pendant un temps variable, à l'action directe du soleil et à infecter des chenilles par les spores ainsi traitées. Pour cela, les spores des champignons étaient étalées en couche assez mince sur des verres de montre et exposés à l'action du soleil, après quoi l'infection était réalisée par l'étalement des spores sur les téguments.

Les essais ne furent jusqu'à présent faits qu'avec les spores

exposées directement à l'action du soleil ; plus tard, je ferai aussi des expériences avec les spores soumises à l'action du soleil, mais en suspension dans l'eau.

Les expériences en question sont résumées dans le tableau ci-dessous :

Expériences avec *Beauveria globulifera*

EXP. N°	TEMPS D'ACTION DU SOLEIL SUR LES SPORES	MOMENT D'APPARITION DE L'INFECTION							NOMBRE TOTAL DES CHENILLES PAR EXPÉRIENCE	NOMBRE DES CHENILLES INFECTÉES
		24 h. après l'étalement des spores sur les té- guments des insectes	48 heures	3 jours	4 jours	5 jours	6 jours	7 jours		
1	20 minutes	0	0	0	+	+	—	—	6	6
2	30 »	0	0	0	+	0	+	—	6	6
3	1 heure	0	0	0	0	+	—	—	6	6
4	1 1/2	0	0	0	0	+0	—	—	6	4
5	2 »	0	0	0	0	0	0	0	6	0
6	3 »	0	0	0	0	0	0	0	6	0

Expériences avec *Beauveria bassiana*

EXP. N°	TEMPS D'ACTION DU SOLEIL SUR LES SPORES	MOMENT D'APPARITION DE L'INFECTION							NOMBRE TOTAL DES CHENILLES PAR EXPÉRIENCE	NOMBRE DES CHENILLES INFECTÉES
		24 h. après l'étalement des spores sur les té- guments des insectes	48 heures	3 jours	4 jours	5 jours	6 jours	7 jours		
1	20 minutes	0	0	+	+	—	—	—	6	6
2	30 »	0	0	0	+	0	+	—	6	6
3	1 heure	0	0	0	0	+	+	—	6	6
4	1 1/2	0	0	0	0	+	+	—	6	6
5	2 »	0	0	0	0	+0	+	—	6	2
6	3 »	0	0	0	0	0	0	0	6	0

+ infection constante.

+ 0 infection inconstante.

0 pas d'infection.

Comme il ressort de ce tableau, l'infection par les spores de *Beauveria bassiana* et *B. globulifera* exposées aux rayons du soleil pendant 20 minutes, 30 minutes et 1 heure, s'est produite constamment, tandis qu'avec les spores exposées au soleil pendant 2 et 3 heures, l'infection ne s'est pas produite du tout. Enfin, les spores

EXPLICATION DES PLANCHES

PLANCHE V

FIG. 1. — Chenilles de *Pyrausta nubilalis* mortes d'infection par *Beauveria globulifera* ; A. 5 jours après séjour dans l'atmosphère saturée de vapeur d'eau ; B. 10 jours après séjour dans une chambre dont l'état hygrométrique variait entre 50-70 0/0.

FIG. 2. — Chenilles de *Pyrausta nubilalis* mortes d'infection par *Aspergillus flavus* ; a et c, laissées après leur mort pendant 10 jours dans une chambre à état hygrométrique variant de 50-70 p. 100 ; b, chenille laissée pendant cinq jours dans une atmosphère saturée de vapeur d'eau.

FIG. 3. — Chenilles mortes d'infection par *Beauveria bassiana* ; a, chenille maintenue pendant 8 heures dans une atmosphère saturée de vapeur d'eau ; b, chenille laissée à l'air libre pendant 14 jours. Etat hydr. moyen : 50-60 p. 100.

FIG. 4. — Coupe transversale d'une chenille de *Pyrausta nubilalis* infectée par *Isaria (Spicaria) farinosa* (6 jours après l'infection) ; z, zone d'infection ; l, limite de la zone d'infection ; m, muscles ; s n, système nerveux ; i, intestin intact, non atteint par le champignon ($\times 75$).

PLANCHE VI

FIG. 5. — Partie de la coupe transversale d'une chenille de *Pyrausta nubilalis* infectée par *Aspergillus flavus*, au début de l'infection (chenille encore vivante au 4^e jour après l'infection) ; i, intestin intact ; c, i, corps adipeux non infecté ; c, d, corps adipeux infecté et disloqué par champignon ; h, hyphes du champignon dans la cavité générale de l'insecte ($\times 120$).

FIG. 6. — Coupe transversale d'une chenille de *Pyrausta nubilalis* à un stade très avancé d'infection par *Aspergillus flavus* Link., tout le corps étant envahi par le champignon (chenille mourante au 8^e jour de l'infection ; i, intestin ; p i d, partie de l'intestin disloquée par le champignon ($\times 120$).

PLANCHE VII

FIG. 7. — Tégument d'une chenille de *Pyrausta nubilalis* attaquée par *Aspergillus flavus* Link. Coupe montrant : c e, couche externe et c i, couche interne de la cuticule ; t, tache noire, indiquant le lieu de pénétration du champignon ; h, hyphes dans le tégument de la chenille ($\times 800$).

FIG. 8. — Portion du tégument de *Pyrausta nubilalis*, infectée par *Isaria (Spicaria) farinosa*, montrant la pénétration des hyphes à travers le tégument dans la cavité générale de l'insecte : c e, couche externe de la cuticule ; c i, couche interne de la cuticule ; h, hyphes du champignon ($\times 800$).

FIG. 2

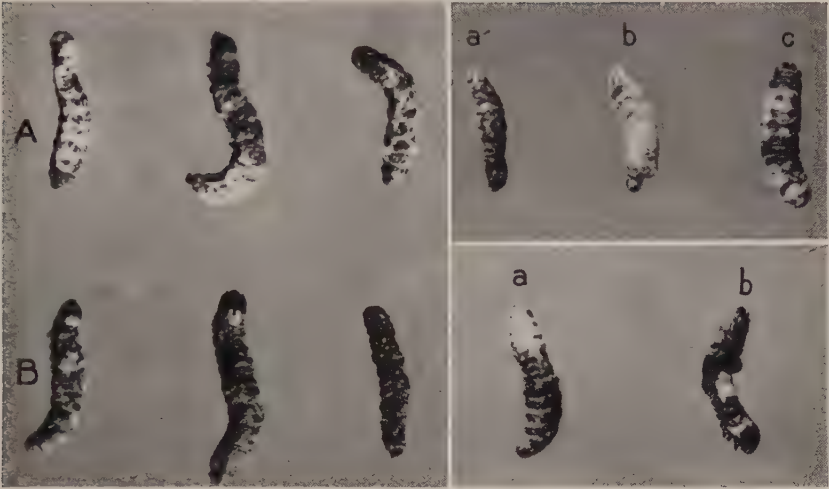


FIG. 1

FIG. 3

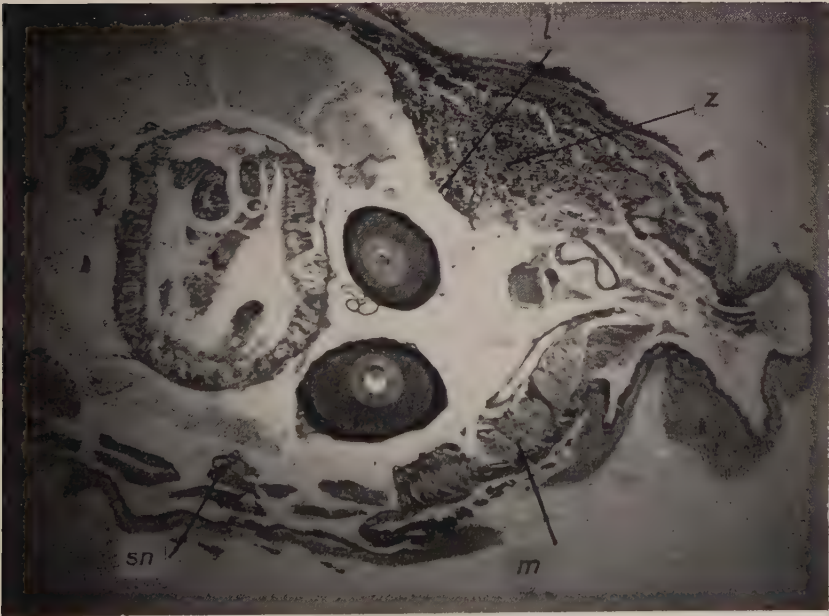


FIG. 4



FIG. 5



FIG. 6

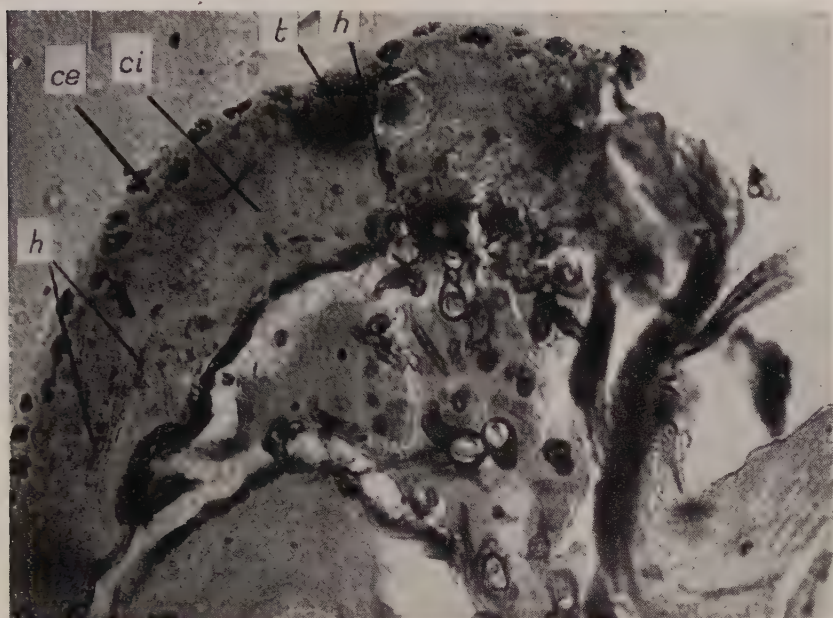


FIG. 7

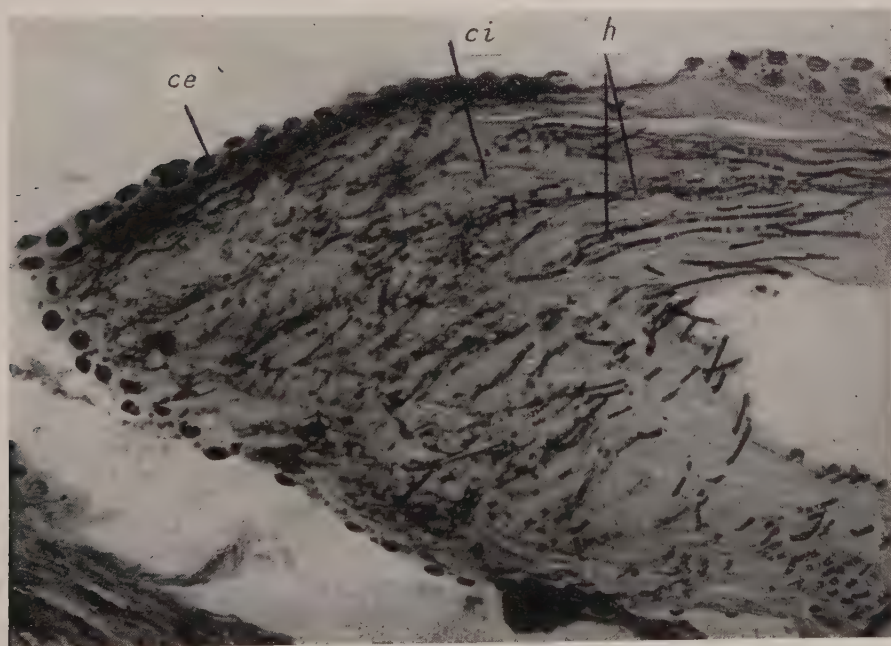


FIG. 8

exposées au soleil pendant une heure et demi amenaient d'une façon inconstante l'infection des chenilles.

Avec *Beauveria bassiana*, l'infection par les spores exposées au soleil de 20 minutes à 1 h. 1/2 était constante, elle était inconstante après un traitement des spores pendant 2 heures et ne se produisait pas du tout avec les spores exposés au soleil pendant 3 heures de suite.

De ces expériences, qui ne sont que préliminaires, on peut conclure que les spores des deux champignons précités résistent à l'action du soleil : celles du premier pendant une heure et demie, et celles du second pendant parfois deux heures.

Il est probable que la résistance des spores est plus grande lorsqu'elles se trouvent en suspension dans l'eau ou sur un substratum humide quelconque. J'espère élucider cette question dans l'avenir.

RÉSUMÉ

1. L'infection de *Pyrausta nubilalis* par les champignons entomophytes se réalise très facilement par un simple contact des spores du champignon avec le corps de l'insecte.

2. L'infection, en ce qui concerne *Aspergillus flavus*, *Beauveria bassiana* et *Isaria farinosa*, se réalise, comme cela a lieu chez un grand nombre d'autres lépidoptères, par la voie tégumentaire.

3. L'état hygrométrique, entre 46 et 70 p. 100, n'agit qu'assez faiblement sur l'infection de *Pyrausta*. Dans l'atmosphère saturée de vapeur d'eau, l'infection se réalise un peu plus vite qu'aux degrés hygrométriques compris entre 46 et 70 p. 100. Par contre, l'état hygrométrique joue un rôle important dans l'apparition sur la surface du corps des chenilles du mycélium et des appareils de fructification et, par suite, doit avoir de l'importance dans la transmission de la maladie.

4. La température n'exerce presque aucune influence sur l'infection des insectes par les champignons entomophytes, dans les limites comprises entre 17 et 30°. Elle agit d'une façon légèrement inhibitrice entre 8 et 12°. (*B. bassiana* et *A. flavus*).

5. Le refroidissement brusque et prolongé des insectes n'agit pas sur l'infection d'une façon favorable.

6. Les conidies des champignons, dans les cultures, conservent leur pouvoir pathogène pendant un temps très long.

NOTES ET INFORMATIONS

C. Janicki (1876-1932). — Constantin-Stanislas Janicki, professeur ordinaire de zoologie systématique et morphologique, directeur de l'Institut Zoologique de l'Université de Varsovie, est mort le 25 octobre 1932.

Né le 16 novembre 1876, il fait ses études à Varsovie et y passe son baccalauréat en 1893. L'année suivante, il va à l'étranger. Les quatre premières années de son séjour très prolongé hors de son pays se passent à Leipzig, dont l'Université le garde pendant cette période en qualité d'étudiant.

Parmi les célèbres savants de l'époque comme Ostwald, Looss, His et beaucoup d'autres, celui qui a exercé sur le jeune naturaliste une influence particulière était Rudolf Leuckart ; un travail de plusieurs années, sous la direction de celui-ci, a déterminé le genre de travaux postérieurs de C. Janicki. En 1898, il passe à Fribourg-en-Brisgau (Grand Duché de Bade), où il s'intéresse plus particulièrement aux cours de Weismann et à ses théories. Au bout de trois ans, il quitte l'Allemagne et passe à l'Université de Bâle, où il travaille principalement sous la direction du Professeur Zschokke. C'est là qu'il écrit son premier travail, publié dans les *Archives de Parasitologie* (1902) : « Ueber zwei neue Arten des Genus *Davainea* aus celebensischen Säugern. » En 1906, il obtient le titre de docteur ès sciences, après la présentation de sa thèse : *Studien an Säugetiercestoden*. Ensuite, il change encore de laboratoire, va à Rome, où, dirigé par le Professeur G.-B. Grassi, il fait des recherches sur les protozoaires. Depuis, pendant toute sa vie, il partage son temps et son intérêt entre la protozoologie et l'helminthologie, en publiant de nombreux travaux empruntés tantôt à l'un, tantôt à l'autre de ces domaines. C'est de cette époque que datent ses travaux : « Untersuchungen an parasitischen Flagellaten I. » et « Zur Kenntniss des Parabasalapparats bei parasitischen Flagellaten ».

En 1912, il est promu au grade de privat-docent à Bâle et c'est là aussi qu'il fait ses premiers cours. A partir de 1915, il séjourne à Lausanne et aux environs de cette ville, se vouant à la solution d'un problème qui l'absorbe depuis longtemps, à savoir le cycle évolutif du *Dibothriocephalus latus* L. et qu'il réussit à résoudre en collaboration avec F. Rosen.

En 1919, appelé à occuper la chaire de zoologie à l'Université de Varsovie, il retourne en Pologne, en consacrant toute son énergie à mettre sur pied, en le créant de toutes pièces, l'Institut de Zoologie. En avril 1920, au cours d'un Congrès dont l'objet était le développement et les

progrès de la science en Pologne, il présente un mémoire sur « l'Organisation des recherches scientifiques », publié ultérieurement dans « la Science Polonaise ». C'est aussi la même année qu'il publie sa théorie des cercomères. Pendant les quelques années suivantes, le professeur Janicki se voue presque exclusivement à son travail de pédagogue, prépare ses cours avec un soin infini, donnant beaucoup de temps et de peine à ses laboratoires, distribuant un nombre considérable de sujets de thèse, dont l'exécution l'a toujours très vivement intéressé.

En 1926, il publie un travail « Cestodes s. str. aus Fischen und Amphibien » et consacre une belle esquisse biographique à la mémoire de G.-B. Grassi. En 1927 et 1928, il fait deux séjours assez prolongés à Saratow (Russie), où, à une station biologique du Volga, il élucide la question de l'évolution d'*Amphilina foliacea*. Ensuite, il reprend des sujets empruntés à la protozoologie en publiant ses « Studien am Genus *Paramœba* Schaud. » La deuxième partie de ce travail, dont l'achèvement a demandé à l'auteur deux séjours à Messine, est encore sous presse.

Le professeur C. Janicki a été membre de la Société suisse de zoologie (1917), de l'Académie Polonaise des Sciences (1919), de la Société des Sciences de Varsovie, etc. En 1927, au Congrès de Zoologie à Budapest, il a été élu membre de la Commission permanente Internationale de la Parasitologie animale.

Il est mort à la force de l'âge, sans abandonner jusqu'au dernier jour de sa vie ses occupations coutumières à l'Institut de Zoologie.

J.-S. RUSZKOWSKI.

RÉPERTOIRE DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX

Hyphomycètes

Actinomyces keratolytica Acton et Mc Guire. *Actinomycetaceæ*. Peau et ongles. Homme. Bengale. *Indian med. Gaz.*, LXVI, 1931, p. 65-70.

M. LANGERON.

Phycomycètes

Blastulidiopsis chattoni A. Sigot. *Chytridiaceæ*. Œufs. *Cyclops* sp. (Crust.). Strasbourg. *C. R. Soc. biol.*, CVIII, 1931, p. 34.

Asellaria R. Poisson. Asellariées. Espèce type : *A. caulleryi* R. Poisson. *Bull. biol. France et Belgique*, LXVI, 1932, p. 232.

Asellaria caulleryi R. Poisson. Asellariées. Intestin postérieur. *Asellus aquaticus* L., *A. meridianus* Rac. (Crust.). Wimereux (Pas-de-Calais). *Bull. biol. France et Belgique*, LXVI, 1932, p. 232.

M. L.

Ascomycètes

Aspergillus (Eurotium) montevidensis Talice et Mackinnon. *Perisporiaceæ*. Tympan. Homme. Montevideo. *C. R. Soc. biol.*, CVIII, 1931, p. 1007.

M. L.

Protozoaires incertæ sedis

Hepatocystes Levaditi et Schœn. Espèce type : *H. simiæ* Levaditi et Schœn. *C. R. Soc. biol.*, CIX, 1932, p. 346.

Hepatocystes simiæ Levaditi et Schœn. Foie. *Cynocephalus babuin* (Mamm.). provenant de Pastoria (Kindia, Afrique) mort à l'Institut Pasteur de Paris. *C. R. Soc. biol.*, CIX, 1932, p. 346.

M. L.

Spirochètes

Treponema rigidum Delamare et Gatti. *Spirochaetidae*. Plèvre. Homme. Paraguay. *C. R. Acad. sc.*, CXCII, 1931, p. 775.

M. L.

Sporozoaires

Barrouxia bulini Triffitt, Buckley et Macdonald. *Eimeridæ*. Viscères. *Bullinus tropicus* (Gastér.). Rhodesia du sud (élevage à l'Ecole de médecine tropicale de Londres). *Journ. of helminthol.*, X, 1932, p. 52.

Sarcocystis tamanduae P. de Toledo Artigas et J. Oria. Sarcosporidie. Museles. *Tamandua tetradactyla* (Mamm.) Brésil, São Paulo. *Annales Fac. méd. São Paulo*, VI, 1931, p. 37.

Plasmodium capistrani Russell. *Plasmodidæ*. Sang. *Excalfactoria lineala* (Ois.). Novaliches, Rizal Province, îles Philippines. *Philippine journ. of sc.*, XLVIII, 1932, p. 271.

Haemogregarina hyperolii Hoare. *Hæmogregarinidæ*. Sang. *Hyperolius* sp. Uganda, île de Bugala. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 213.

Plasmodium pitmani Hoare. *Plasmodidæ*. Sang. *Mabuya striata*, *M. maculilabris* (Rept.). Uganda, îles Seseet, district de Bugerere. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 214.

Haemogregarina vubirizi Hoare. *Hæmogregarinidæ*. Sang. *Simocephalus butleri* (Rept.). Uganda, Entebbe. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 214.

Haemogregarina musotæ Hoare. *Hæmogregarinidæ*. Sang. *Boædon lineatus* (Rept.). Uganda, Entebbe. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 214.

Haemogregarina crotaphopeltis Hoare. *Hæmogregarinidæ*. Sang. *Crotaphopeltis* (= *Leptodeira*) *holambœia* (Rept.). Uganda, Entebbe. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 216.

Haemogregarina ensweræ Hoare. *Hæmogregarinidæ*. Sang. *Naja melano-leuca* (Rept.). Uganda, Entebbe et Kampala. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 216.

Mattesia Naville. *Schizogregarinidæ*. Espèce type : *M. dispora* Naville. *Ztschr. f. Zellforsch. und mikr. Anat.*, XI, 1930, p. 377.

Mattesia dispora Naville. *Schizogregarinidæ*. Corps adipeux. Larves d'*Ephestia kuhniella* Z. (Lépid.). Marbourg (Allemagne). *Ztschr. f. Zellforsch. und mikr. Anat.*, XI, 1930, p. 377.

Toxoplasma brumpti Coutelen. *Toxoplasmidæ*. Sang. *Iguana tuberculata* (Rept.). La Trinité. *C. R. Soc. biol.*, CX, 1932, p. 886.

Toxoplasma plimmeri Coutelen. *Toxoplasmidæ*. Sang. *Coluber melano-leucus* (Rept.). Mexique (morte au jardin zoologique de Londres. *C. R. Soc. biol.*, CX, 1932, p. 886.

Toxoplasma wenyoni Coutelen. *Toxoplasmidæ*. Cerveau. *Phascalomys mitchelli* (Mamm.). Jardin zool. de Londres. *C. R. Soc. biol.*, CX, 1932, p. 1245.

Toxoplasma laidlawi Coutelen. *Toxoplasmidæ*. Cerveau, poumon, foie, rein. *Mustela (Putorius) putorius* var *furo* (Furet) (Mamm.). Angleterre. *C. R. Soc. biol.*, CXI, 1932, p. 287.

Leucocytozregarina sciuri Franchini. *Hepatozoidæ*. Leucocytes. *Sciurus vulgaris* (Mamm.). Italie. *Arch. ital. di sc. med. colon.*, XIII, 1932, p. 388.

Flagellés

Trypanosoma mukasai Hoare. *Trypanosomidae*. Sang. *Haplochromis* sp. (Poiss.). Lac Victoria Nyanza. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 211.

Retortamonas rotunda Ann Bishop. *Cercomonadidae*. Intestin. *Bufo vulgaris* (Batr.). Angleterre. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 233.

Trichomonas phasiani Travis. *Trichomonadidae*. Cæcum. *Phasianus* sp. (Faisan, Ois.). Etats-Unis. *Journ. of paras.*, XVIII, 1932, p. 285.

M. L.

Infusoires

Lagenophrys aeglea Mouchet-Bennati. Pérित्रиче. Branchies. *Eglea lavis* (Latreille) (Crust.). Uruguay, Montevideo, arroyo Miguelete. *C. R. Soc. biol.*, CIX, 1932, p. 148.

Metopus circumlabens Biggar. *Bursariidae*. Intestin. *Diadema setosum*, *Echinometris subangularis* (Echin.). Bermudes. *Journ. of paras.*, XVIII, 1932, p. 253.

Cryptochilum bermudensis Biggar. Intestin. *Toxopneustes variegatus* (Echin.). Bermudes. *Journ. of paras.*, XVIII, 1932, p. 254.

Cryptochilum echinometris Biggar. Intestin. *Echinometris subangularis* (Echin.). Bermudes. *Journ. of paras.*, XVIII, 1932, p. 254.

Anophrys elongata Biggar. *Enchelyidae*. Intestin. *Toxopneustes variegatus*, *Echinometris subangularis* (Echin.). Bermudes. *Journ. of paras.*, XVIII, 1932, p. 255.

Cepedæ subcylindrica F. de Mello. *Opalinidae*. Intestin. *Bufo melanostictus* (Batr.). Goa (Malabar). *Rec. Indian Mus.*, XXXIV, 1932, p. 95.

Eodinium Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Espèce type : *E. lobatum* Kofoid et Mac Lennan. *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 69.

Eodinium lobatum Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.). Coonoor (Inde), Colombo (Ceylan). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 70.

Eodinium rectungulatum Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.). Coonoor (Inde), Colombo (Ceylan). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 72.

Diplodinium dogieli Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Nom. nov. pro *Diplodinium rangiferi* minor Dogiel 1925 et *Anoplodinium rangiferi* minor Dogiel 1927 præocc. *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 85.

Diplodinium flabellum Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.). Coonoor (Inde). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 86.

Eremoplastron Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Espèce type. *E. rostratum* (Fiorentini 1889) — *Diplodinium rostratum* Fiorentini 1889). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVIII, 1932, p. 88.

Eremoplastron rotundum Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.). Coonoor (Inde), Colombo (Ceylan). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 93.

Eremoplastron brevispinum Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.). Colombo (Ceylan). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 97.

Eremoplastron tarandi Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.) (= *Diplodinium neglectum* forma *impalæ* Dogiel 1925). *Rangifer tarandus* (Renne, Mamm.). Nord de la Russie. *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 100.

Eremoplastron magnodentatum Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.). Coonoor. (Inde), Colombo (Ceylan). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 100.

Diploplastron Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Espèce type : *D. affine* (Dogiel et Fedorowa 1925) (= *Diplodinium affine* Dogiel et Fedorowa 1925). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 107.

Elytroplastron Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Espèce type : *E. bubali* (Dogiel 1928) (= *Diplodinium (Polyplastron) bubali* Dogiel 1928). *Univ. Calif. publ. in zool.* XXXVII, 1932, p. 119.

Ostracodinium quadrivesiculatum Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.). Coonoor (Inde), Colombo (Ceylan). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 131.

Ostracodinium trivesiculatum Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.). Coonoor (Inde) Colombo, (Ceylan). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 129.

Ostracodinium venustum Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.). Coonoor (Inde), Colombo (Ceylan). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 134.

Ostracodinium dogieli Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Nom. nov. pro *O. gracile* forma *monolobum* Dogiel 1927. *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 135.

Ostracodinium clipeolum Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.). Coonoor (Inde), Colombo (Ceylan). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 135.

Ostracodinium rugoloricatum Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Intestin. *Bos indicus* L. (Mamm.). (Inde). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 137.

Enoploplastron Kofoid et Mac Lennan. *Ophryoscolecidae*. Espèce type : *E. triloricaum* (Dogiel 1925) (= *Diplodinium triloricaum* Dogiel 1925). *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 140.

M. L.

Dicyémide

Dicyemennea lameerei H. Nouvel. *Dicyémides*. Organes urinaires. *Octopus vulgaris* (Céphal.). Roscoff (Finistère, France). *Bull. Soc. zool. France*, LVII, 1932, p. 217.

M. L.

Turbellariés

Anoplodium mediale Yoshimasa Ozaki. Rhabdocœle. Cavité du corps. *Stichopus japonicus* Selenka (Ascidie). Hiroshima (Japon). *Journ. of Science of the Hiroshima University*, I, 1932, p. 82.

Xenometra Yoshimasa Ozaki. *Umagillidæ*. Espèce type : *X. arbora* Y. Ozaki. *Journ. of Science of the Hiroshima University*, I, 1932, p. 88.

Xenometra arbora Yoshimasa Ozaki. *Umagillidæ*. Intestin. *Stichopus japonicus* Selenka (Ascidie). Hiroshima (Japon). *Journ. of Science of the Hiroshima University*, I, 1932, p. 85.

R.-Ph. DOLLFUS.

Trématodes

Strigea intermedia Szidat. *Strigeidæ*. Intestin grêle. *Gallus domesticus* L., *Corvus albus* (= *C. scapulatus*) (Ois.). Afrique, Guinée française, Tamasadou. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 519.

Anallocreadium pearsi Hunter et Bangham. *Allocreadiidæ*. Intestin. *Aplo-dinotus grunniens* (Raf.) (Poiss.). Lac Érié (U. S. A.). *Trans. amer. microsc. soc.*, LI, 1932, p. 137.

Lebouria cooperi Hunter et Bangham. *Allocreadiidæ*. Intestin. *Notropis atherinoides*, *N. hudsonius*, *N. deliciosus stramineus*, *N. whippitii whippitii*, *N. volucellus volucellus*, *Rhinichthys cataractæ*, *Erinemus storerianus*, *Ammocrypta pellucida*, *Cottagaster copelandi* (Poiss.). Lac Érié (U. S. A.). *Trans. amer. microsc. soc.*, LI, 1932, p. 141.

Crepidostomum hiodontos Hunter et Bangham. *Allocreadiidæ*. Intestin. *Hiodon tergisus* Le Sueur (Poiss.). Lac Érié (U. S. A.). *Trans. amer. microsc. soc.*, LI, 1932, p. 145.

Alaria mustelæ N. J. Bosma. *Strigeidæ*. Intestin. *Putorius*, sp., *Mustela* sp. (Mamm.). Michigan (U. S. A.). *Science*, LXXIV, 1925, p. 521-522.

Vietosoma Van Cleave et Mueller. *Plagiorchidæ*. Espèce type : *V. parvum* Van Cleave et Mueller. *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 13.

Vietosoma parvum Van Cleave et Mueller. *Plagiorchidæ*. Intestin et estomac. *Ictalurus punctatus* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 13.

Plagiocirrus Van Cleave et Mueller. *Allocreadiidæ*. Espèce type : *P. primus* Van Cleave et Mueller. *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 17.

Plagiocirrus primus Van Cleave et Mueller. *Allocreadiidæ*. Intestin. *Nolemigonus crysoleucas* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 17.

Neochasmus Van Cleave et Mueller. *Heterophyidæ*. Espèce type : *N. umbellus* Van Cleave et Mueller. *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 21.

Neochasmus umbellus Van Cleave et Mueller. *Heterophyidæ*. Intestin. *Micropterus salmoides* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 21.

Ancyrocephalus aculeatus Van Cleave et Mueller. *Gyrodactylidæ*. Branchies. *Stizostedion vitreum* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 25.

Sanguinicola occidentalis Van Cleave et Mueller. *Porocolyridæ*. Cœur. *Stizostedion vitreum* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 28.

Apophallus americanus Van Cleave et Mueller. *Heterophyidæ*. Immature dans l'intestin. *Stizostedion vitreum*. *Perca flavescens* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 33.

Microphallus obstipus Van Cleave et Mueller. *Heterophyidæ*. Intestin. *Ambloplites rupestris* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 35.

Microphallus medius Van Cleave et Mueller. *Heterophyidæ*. Intestin. *Perca flavescens* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 38.

Bunodera sacculata Van Cleave et Mueller. *Bunoderidæ*. Intestin et cæcums. *Perca flavescens* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 39.

Crepidostomum solidum Van Cleave et Mueller. *Allocreadiidæ*. Tube digestif. *Perca flavescens* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 43.

Macroderoides flavus Van Cleave et Mueller. *Plagiorchidæ*. Intestin et rectum. *Esox niger* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 50.

Neascus oneidensis Van Cleave et Mueller. *Strigeidæ*. Enkysté, estomac. *Perca flavescens*, *Esox lucius* (Poiss.). Lac Oneida (New-York, U. S. A.). *Roosevelt wild life Annals*, III, 1932, p. 54.

Leucochloridium cyanocittæ Allen McIntosh. *Harmostomidæ*. Cloaque. *Cyanocitta cristata bromia* (Ois.). Michigan (lac Douglas, Hook Point) (U. S. A.). *Journ. of paras.*, XIX, 1932, p. 32.

Leucochloridium variæ Allen McIntosh. *Harmostomidæ*. Cloaque. *Mniotilta varia* (Ois.). Michigan (lac Douglas, Hook Point) (U. S. A.). *Journ. of paras.*, XIX, 1932, p. 34.

Leucochloridium actitis Allen McIntosh. *Harmostomidæ*. Cloaque. *Actitis macularia* (Ois.). Michigan (lac Douglas, Cecil Bay) (U. S. A.). *Journ. of paras.*, XIX, 1932, p. 36.

Leucochloridium melospizæ Allen McIntosh. *Harmostomidæ*. Cloaque. *Melospiza melodia beata* (Ois.). Michigan (lac Monro près du lac Douglas) (U. S. A.). *Journ. of paras.*, XIX, 1932, p. 39.

Leucochloridium seiuri Allen McIntosh. *Harmostomidæ*. Cloaque. *Seiurus aurocapillus aurocapillus* (Ois.). Michigan (lac Monro près du lac Douglas) (U. S. A.). *Journ. of paras.*, XIX, 1932, p. 41.

Leucochloridium dryobatae Allen McIntosh. *Harmostomidæ*. Cloaque. *Dryobates villosus villosus* (Ois.). Michigan (lac Douglas, Hook Point) (U. S. A.). *Journ. of paras.*, XIX, 1932, p. 43.

Leucochloridium pricei Allen McIntosh. *Harmostomidæ*. Intestin. *Canachites canadensis osgoodi* (Ois.). Alaska. *Journ. of paras.*, XIX, 1932, p. 50.

Parafasciolopsis Ejsmont. *Fasciolidæ*. Espèce type : *P. fasciolaemorpha* Ejsmont. *C. R. Soc. biol.*, CX, 1932, p. 1087.

Parafasciolopsis fasciolaemorpha Ejsmont. *Fasciolidæ*. Canaux biliaires.

Alces alces (L.) Elan (Mamm.). Pologne, Zyrardow. *C. R. Soc. biol.*, CX, 1932, p. 1087.

Telolecithus Lloyd et Guberlet. *Monorchidæ*. Espèce type : *T. pugetensis* Lloyd et Guberlet. *Journ. of paras.*, XVIII, 1932, p. 234.

Telolecithus pugetensis Lloyd et Guberlet. *Monorchidæ*. Intestin. *Cymatogaster aggregatus* Gibbons (Poiss.). Puget Sound, îles San Juan, U. S. A. *Journ. of paras.*, XVIII, 1932, p. 234.

Paramonostomum parvum Stunkard et Dunihue. *Notocotylidæ*. Intestin. Canard. Marché de New-York. *Biol. Bull.*, LX, 1931, p. 184.

Plesiocreadium parvum G. W. Hunter. *Allocreadiidæ*. Intestin. *Lepisosleus osseus*. *Amia calva* (Poiss.). Lac Champlain. New-York, U. S. A. *Trans. amer. micr. Soc.*, LI, 1932, p. 16.

Notocotylus intestinalis Tubangui. *Notocotylidæ*. Intestin. Canard. Pateros, Rizal, Luzon (îles Philippines). *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 371.

Notocotylus naviformis Tubangui. *Notocotylidæ*. Intestin. Canard. Pateros, Rizal, Luzon (îles Philippines). *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 373.

Philophthalmus problematicus Tubangui. *Philophthalmidæ*. Sac conjonctival. *Gallus gallus domesticus* (Ois.). Manille (îles Philippines). *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 374.

Philophthalmus rizalensis Tubangui. *Philophthalmidæ*. Sac conjonctival. Canard domestique. Pateros, Rizal, Luzon (îles Philippines). *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 379.

Leucochloridium hypotaenidiarum Tubangui. *Harmostomidæ*. Intestin. *Hypotaenidia striata*, *Turnix fasciata* (Ois.). Novaliches, Rizal, Luzon (îles Philippines). *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 380.

Glaphyrostomum rallinarum Tubangui. *Harmostomidæ*. Intestin. *Rallina eurizonoides* (Ois.). Novaliches, Rizal, Luzon (îles Philippines). *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 382.

Echinostoma batanguensis Tubangui. *Echinostomidæ*. Intestin grêle. *Gallinula chloropus* (Ois.). Batangas, Batangas, Luzon (îles Philippines). *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 388.

Echinochasmus novalichesensis Tubangui. *Echinostomidæ*. Intestin grêle. *Hypotaenidia torquata* (Ois.). Novaliches, Rizal, Luzon (îles Philippines). *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 392.

Strigea mac gregori Tubangui. *Strigeidæ*. Intestin. *Butastur indicus* (Ois.). Novaliches, Rizal, Luzon (îles Philippines). *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 394.

Parastrigea intermedia Tubangui. *Strigeidæ*. Intestin. *Butastur indicus* Ois. Calamba, Laguna, Luzon (îles Philippines). *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 396.

Cotylurus mamilliformis Tubangui. *Strigeidæ*. Intestin. *Gallinago gallinago* (Ois.). Îles Philippines. *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 397.

Proalaria butasturina Tubangui. *Holostomidæ*. Intestin grêle. *Butastur indicus* (Ois.). Calamba, Laguna, Luzon (îles Philippines). *Philippine Journ. of sc.*, XLVII, 1932, p. 399.

Aspidogaster decatis F. Eckmann. *Aspidogastridæ*. Intestin. *Cyprinus carpio* (Poiss.). Lac d'Antioche (Syrie). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 396.

Aspidogaster enneatis F. Eckmann. *Aspidogastridae*. Intestin. *Barbus* sp. (Poiss.). Lac de Tibériade (Palestine). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 398.

Cercaria splendens Szidat. Cercaire cystocercue. *Planorbis planorbis* L. (Gastér.). Prusse orientale, Rossitten, Kurische Nehrung. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 493.

Polystomum africanum Szidat. *Polystomidae*. Vessie urinaire. *Bufo regularis* Reuss. (Batr.). Afrique, hinterland de Liberia. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 508.

Opisthioglyphe magnus Szidat. *Plagiorchidae*. Intestin. *Causus rhombeatus* Lichtenst., *Thelotornis kirtlandi* Hallow (Rept.). Afrique, hinterland de Liberia. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 511.

Haplometroides rappiae Szidat. *Plagiorchidae*. Localisation non indiquée. *Rappia concolor* Hallow (Batr.). Afrique, hinterland de Liberia. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 513.

Cyclocœlum vogeli Szidat. *Cyclocœlidae*. Trachée et sacs aériens. *Francolinus achantensis* (Ois.). Afrique, Bolahun, Liberia. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 516.

M. LANGERON.

Bianium H. W. Stunkard. *Diploproctodaeidae*. Espèce type : *B. concavum* Stunkard. *The Anatomical Record*, XLVII, 1930, p. 363.

Bianium concavum H. W. Stunkard. *Diploproctodaeidae*. Nomen novum pro *Distoma* sp. Linton 1898. *Lagocephalus lævigatus* (Poiss.). Woods Hole (Mass. U. S. A.). *The Anatomical Record*, XLVII, 1930, p. 363.

Cercaria poconensis Ch. H. Willey. *Amphistomatidae*. Rédies chez *Helisoma antrosa* (Moll.). Etats-Unis. *The Anatomical Record*, XLVII, 1930, p. 364.

Métagonimus minutus I. Katsuta. *Heterophyidae*. Métacercaire enkystée sur les écailles de *Mugil* (Poiss.). Adulte expérimentalement chez mammifère de laboratoire. Formose. *Journ. Medical Association of Formosa*, XXXI, 1932, p. 31.

Monorchotrema microrchia S. Yokogawa. *Heterophyidae*. Métacercaire enkystée : écailles, branchies, nageoires. *Mugil* (Poiss.). Adulte expérimentalement chez homme et dans la nature chez chien et chat. Formose. *Journ. Medical Association of Formosa*, XXXI, 1932, p. 164.

Monorchotrema yakogawai I. Katsuta. *Heterophyidae*. Métacercaire enkystée : écailles, branchies, nageoires. *Mugil* (Poiss.). Adulte expérimentalement chez homme et chien et dans la nature chez chien et chat. Formose. *Journ. Medical Association of Formosa*, XXXI, 1932, p. 256.

Microcotyle sciaenicola Florence Y. Murray *Microcotylidae*. Nomen novum pro *Microcotyle sciaenæ* Florence Y. Murray, non S. Goto 1894. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 448.

Prohemistoma serpentum B. S. Gogate. *Hemistomatidae*. Intestin. *Natrix piscator* (Rept.). Rangoon (Birmanie). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 318.

Leurosoma Y. Ozaki. *Lepodermatoidea*. Espèce type : *L. orientale* Y. Ozaki. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, London (10), X, 1932, p. 42.

Leurosoma orientale Y. Ozaki. *Lepodermatoidea*. Poumon. *Ocadia sinensis* Gray (Rept.). Shanghai (Chine). *Ann. Mag. Nat. Hist.*, London (10), X, 1932, p. 42.

Opisthioglyphe hinoi Y. Ozaki. *Lepodermatidae*. Utérus et Vagin. *Crociodura caerulea* (Kerr) (Mamm.). Kagoshima (Kyushu, Japon). *Dobutsu Gaku Zasshi*, 1931, p. 115.

Cercaria C. S. Suzuki. *Xiphidiocercaria*. *Limnæa swinhoei* H. Adams (Moll.). Environs de Taichu (Formose). *Journal of the Medical Association of Formosa*, XXXI, 1932, p. 15 du résumé en anglais.

Cercaria E. S. Suzuki. *Furcocercaria*. *Limnæa swinhoei* H. Adams, *L. swinhoei yokogawai* S. Surzuki (Moll.). Environs de Taichu (Formose). *Journal of the Medical Association of Formosa*, XXXI, 1932, p. 15 du résumé en anglais.

Stellantchasmus formosanus I. Katsuta. *Heterophyidae*. Métacercaire enkystée dans les muscles de *Mugil japonicus* Temm. et Schlegel et *Mugil kelnarti* Gunther (Poiss.). (Adulte expérimentalement chez un homme, chien, chat, souris). Embouchure de la rivière Tamsui (Province de Taihoku, Formose). *Journal Medical Assoc. Formosa*, XXX, 1931, p. 1409.

Stellantchasmus amplicæcalis I. Katsuta. *Heterophyidae*. Métacercaire enkystée dans les muscles de *Mugil* (Poiss.). (Adulte expérimentalement chez chien, chat, souris). Formose. *Journ. medic. Assoc. Formosa*, XXXI, 1932, p. 457.

Cercaria sudanensis 4 Archibald et Marshall. Cercaire de distome à queue bordée d'une membrane. Sporocystes. Foie. *Physopsis didieri* (Moll.). Yei river (Soudan anglais). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 344.

Cercaria sudanensis 5. Archibald et Marshall. Furcocercaire. *Bullinus truncatus* (Moll.). Gezira irrigation canals (Soudan anglais). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 345.

Cercaria sudanensis 6 Archibald et Marshall. Xiphidiocercaire à queue bordée d'une membrane. Sporocystes. *Physopsis globosa* (Moll.). Rashad (Soudan anglais). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 347.

Cercaria sudanensis 7 Archibald et Marshall. Furcocercaire. Sporocystes. *Bullinus truncatus* (Moll.). Nil blanc, Dueim (Soudan, anglais). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 347.

Cercaria sudanensis 8 Archibald et Marshall. *Echinostomatidae*. Rédies. *Bullinus truncatus* (Moll.). Fasher (Soudan anglais). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 348.

Cercaria roscovita H. W. Stunkard. Xiphidiocercaire leptocerque. Sporocystes. Foie. *Littorina saxatilis nigrolineata* (Moll.). Roscoff (Finistère). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 333.

Cercaria ubiquitoides H. W. Stunkard. Xiphidiocercaire leptocerque. Sporocystes. Foie. *Littorina rudis* et *L. littorea* (Moll.). Roscoff (Finistère). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 336.

Cercaria lebouri H. W. Stunkard. Leptocerque de *Monostomata*. Rédies. Foie. *Littorina obtusata* et *L. littorea* (Moll.). Roscoff (Finistère). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 338.

Cercariaeum reticulatum H. W. Stunkard. Larve anoure. Foie. *Nassa reticulata* (Moll.). Roscoff (Finistère). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 339.

Metacercaria galathea H. W. Stunkard. Kystes. Muscles et cavité du corps. *Galathea squamifera* Leach (Crust.). Roscoff (Finistère). *Parasitology*, XXIV, 1931, p. 341.

Metacercaria porcellanae H. W. Stunkard. Kystes. *Porcellana platycheles* et *P. longicornis* (Crust.). Roscoff (Finistère). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 342.

Furcocercaria 1 Harald Petersen. Sporocystes dans *Limnæa ovata*, *L. truncatula*, *L. stagnalis*, *L. palustris*, *Physa fontinalis* ? (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 14.

Furcocercaria 2 Harald Petersen. Sporocystes dans *Limnæa ovata* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 15.

Furcocercaria 3 Harald Petersen. Sporocystes dans *Limnæa ovata* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 16.

Furcocercaria 4 Harald Petersen. Sporocystes dans *Paludina vivipara*, *P. fasciata* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 16.

Xiphidiocercaria 1 Harald Petersen. Sporocystes dans *Limnæa ovata* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 17.

Xiphidiocercaria 2 Harald Petersen. Sporocystes dans *Limnæa ovata*, *L. truncatula* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 17.

Xiphidiocercaria 3 Harald Petersen. Sporocystes dans *Limnæa truncatula* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 18.

Xiphidiocercaria 4 Harald Petersen. Sporocystes dans *Paludina vivipara* et *P. fasciata* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 18.

Xiphidiocercaria 5 Harald Petersen. Sporocystes (?) dans *Planorbis corneus*, *Limnæa ovata* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 18.

Xiphidiocercaria 6 Harald Petersen. Sporocystes dans *Bithynia tentaculata* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 19.

Cercaria 1 Harald Petersen. Echinostome. Rédies dans *Limnæa ovata* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 20.

Cercaria 2 Harald Petersen. Echinostome. Rédies dans *Paludina vivipara* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 21.

Cercaria 1 Harald Petersen. Monostome. Rédies dans *Limnæa ovata*, *L. truncatula*, *Planorbis corneus*, *Bithynia tentaculata* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 22.

Cercaria 2 Harald Petersen. Monostome. Rédies dans *Bithynia tentaculata* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 22.

Cercariaeum 1 Harald Petersen. *Paludina* [sp?] ♂ (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 22.

Cercariaeum 2 Harald Petersen. Rédies dans *Bithynia tentacula* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 22.

Cercariaeum 3 Harald Petersen. *Spharium corneum* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 22.

Cercaria 1 Harald Petersen. Amphistome. Rédies dans *Planorbis carinatus* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 21.

Cercaria 2 Harald Petersen. Amphistome. Rédies dans *Bithynia tentaculata* (Moll.). Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 24.

Cercaria 1 Harald Petersen. Cystocerque. Sporocystes dans Mollusque [non indiqué]. Niederelbe (Allemagne). *Zool. Anz.*, XCVII, 1931, p. 25.

R.-Ph. DOLLFUS.

Cestodaire

Gyrocotyle maxima E. J. Mac Donagh. *Gyrocotylinae*. Intestin spiral. *Mustelus asterias* (Poiss.). La Plata (Rép. Argentine). *Semana medica*, n° 20, 1927 (p. 8 du tiré à part).

M. NEVEU-LEMAIRE.

Cestodes

Oochoristica khalili A. Hamid. *Anoplocephalidae*. Intestin. *Psammophis schokari* Forskal (Rept.). Egypte (mort au jardin zoologique de Giza). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 238.

Dibothriocephalus strictus Talysin. *Bothriocephalidae*. Intestin. Homme. Lac Baïkal (Sibérie). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 722.

M. LANGERON.

Nématodes

Cosmocephalus imperialis Morishita. *Spiruridae*. Proventricule. *Uria troile californica* (Ois.). Tokyo (origine Sud Sakhalin). *Japanese Journ. of Zool.*, III, 1930, p. 67.

Pteridopharynx dawoodi Khalil. *Strongylidae*. Intestin grêle. *Loxodontus africanus* (Mamm.). Libéria. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 437.

Colobostongylus sandgroundi Khalil. *Strongylidae*. Intestin grêle. *Colobus badius badius* (Mamm.). Libéria. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 441.

Heligmonina vogeli Khalil. *Trichostrongylidae*. Intestin grêle. *Rattus rattus* (Mamm.). Libéria. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 444.

Ibrahimia Khalil. *Atractidae*. Espèce type : *I. ibrahimi* Khalil. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 445.

Ibrahimia ibrahimi Khalil. *Atractidae*. Rectum. Tortue terrestre sp. (Rept.). Libéria. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 445.

Heterakis travassosi Khalil. *Heterakidae*. Cæcum. *Gallus domesticus* (Ois.). Libéria. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 448.

Oxyspirura crami Khalil. *Thelaziidae*. Œil. *Otis melanogaster* (Ois.). Libéria. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 454.

Tawila Khalil. *Filariidae*. Espèce type : *T. tawila* Khalil. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 455.

Tawila tawila Khalil. *Filariidae*. Tissu cellulaire sous-cutané. *Colobus badius badius* (Mamm.). Libéria. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 455.

Hastospiculum setiferum Chitwood. *Filariidæ*. Sous le péritoine. *Python reticulatus* (Rept.). National zoological park, Washington. *Proc. of the U. S. national Museum*, LXXX, 1932, p. 1 du tiré à part.

Hastospiculum onchocercum Chitwood. *Filariidæ*. Sous le péritoine. *Constrictor imperialor* (Rept.). National zoological park, Washington. *Proc. of the U. S. national Museum*, LXXX, 1932, p. 2 du tiré à part.

Ascaridia dissimilis Perez Vigneras. *Ascaridæ*. Intestin. *Meleagris gallopavo* (Ois.). Cuba. *Habana, Cuba*, 1931, p. 1.

Physaloptera polydentata Walton. *Physalopteridæ*. Intestin. *Hemidactylus mabouia* (Rept.). Territoire du Tanganyika. *Journ. of paras.*, XVIII, 1932, p. 288.

Oxyuronema Kreis. *Oxyuridæ*. Espèce type : *O. atelophora* Kreis. *Journ. of paras.*, XVIII, 1932, p. 295.

Oxyuronema atelophora Kreis. *Oxyuridæ*. Intestin. *Ateles geoffroyi* (Mamm.). Panama. *Journ. of paras.*, XVIII, 1932, p. 296.

Longistriata adunca Chandler. *Trichostrongylidæ*. Intestin grêle. *Sigmodon hispidus* (Mamm.). Houston, Texas. *Journ. of paras.*, XIX, 1932, p. 25.

Longistriata skrzabini Schulz et Lubimov. *Trichostrongylidæ*. Intestin grêle. *Sciurus vulgaris mantshuricus* (Mamm.). Est de la Russie. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 50.

Cesophagostomum multifoliatum Daubney et Hudson. *Strongylidæ*. Gros intestin. *Ovis aries*, *Capra hircus* (Mamm.). Kenya. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 265.

Tylenchus aptini Sharga. *Anguillulinidæ*. Intestin, cavités thoracique et abdominale. *Aptinothrips rufus* (Thysanopt.). Environs d'Edimbourg. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 268.

Myenchus botelhoi Pereira. *Myenchidæ* nov. fam. *Spermatophores*. *Limnodynastes brasiliensis* (Annel.). Environs de São Paulo (Brésil). *Thèse Fac. med. São Paulo*, 1931.

Cucullanus antipodeus Baylis. *Cucullanidæ*. Intestin. *Rhombosolea* sp. (Poiss.). Lac Ellesmere (Nouvelle Zélande). *Ann. and mag. of nat. hist.*, Ser. 10, IX, 1932, p. 174.

Capillaria costacruzi Travassos. *Trichuridæ*. Intestin. *Rana* sp. (Batr.). Portugal. *Boletim biologico*, fasc. 21, 1932, p. 61.

Böhmiella perichitinea Gebauer. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Myocaster coypus* (Mamm.). Autriche. *Zeitschr. für Parasitenkunde*, IV, 1932, p. 730.

M. NEVEU-LEMAIRE.

Ostertagia turkestanica A. M. Petrov et E. S. Chochovtseva. *Trichostrongylidæ*. Estomac. *Ovis aries domesticus* (Mamm.). Tachkent (Turkistan russe). *Travaux de l'Institut vétérinaire expérimental de l'état*, Moscou, IV, 1926, p. 82.

Gongylonema craml H. J. Smit. *Spiruridæ*. Jabot. *Gallus domesticus* (Ois.). Java. *Nederl. Ind. Bladen voor Diergeneeskunde*, XXXIX, 1927, p. 151.

Dispharynx notoi H. J. Smit. *Acuariidæ*. Paroi de l'estomac musculaire. *Gallus* sp. « Java cook » (Ois.). Java. *Nederl. Ind. Bladen voor Diergeneeskunde*, XXXIX, 1927, p. 151.

✓ *Agamermis unka* T. Kaburaki et S. Imamura. *Mermithidæ*. Larve dans le corps de *Nilaparvata oryzae* et *Sogata furcifera* (Hémipt.). Environs de : Oita, Fukuoka, Nagasaki, Miyazaki et Mito (Japon). *Proc. Imper. Acad. Tokyo*, VIII, 1932, p. 139.

✓ *Scatonema* Prosper Bovien. *Tylenchidæ*. Espèce type : *Scatonema vülkeri* Prosper Bovien. *Videnskab. Meddel. fra Dansk naturh. Foren*, XCIV, 1932, p. 31.

✓ *Scatonema vülkeri* Prosper Bovien. *Tylenchidæ*. Cavité du corps des larves, pupes, imagines de *Scatopse fuscipes* (Dipt.) ; formes libres dans les coques d'œufs de *Scatopse* et dans le fumier. Danemark. *Videnskab. Medd. fra Dansk naturh. Foren*, XCIV, 1932, p. 31.

R.-Ph. DOLLFUS.

Copépode

Lernaea ranae Stunkard et Cable. *Lernæidæ*. Têtards de *Rana clamitans* (Batr.). Cincinnati (U. S. A.). *Jl. of Parasit.*, XVIII, 1931, p. 92.

H. GALLIARD.

Isopodes

Diplophryxus richardsoni Chopra. *Bopyridæ*. *Pontophilus lowisi* Kemp (Crust.). Ross Channel (Port Blair, Andamans). *Rec. of Ind. Mus.*, XXXII, 1930, p. 121.

Diplophryxus kempisi Chopra. *Bopyridæ*. *Gnatophyllum fasciolatum* (Crust.). Port Blair (Andamans). *Rec. of Ind. Mus.*, XXXII, 1930, p. 123.

Bopyrella nierstrazi Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale de *Hippolytina vittata* (Crust.). Port Blair (Andamans). *Rec. of Ind. Mus.*, XXXII, 1930, p. 134.

Pseudione indica Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale de *Pontophilus plebs* (Crust.). Port Blair (Andamans). *Rec. of Ind. Mus.*, XXXII, 1930, p. 139.

Bopyrina sewelli Chopra. *Bopyridæ*. *Chlorotocella gracilis* (Crust.). Nancovry harbour (îles Nicobar). *Rec. of Ind. Mus.*, XXXII, 1930, p. 144.

H. G.

Acariens

Ixodes hydromyidis Svan. *Ixodidæ*. *Hydromys fuliginosus* et *Rattus rattus* (Mamm.). Mandaring weir et Kalamunda (Australie de l'Ouest). *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 485.

Trombicula myops Vitzthum. *Thrombididæ*. *Molossus nasutus* (Mamm.). Puerto la Cruz (Venezuela). *Zeitschr. f. Parasit.*, IV, 1931, p. 4.

Liponissus venezolanus Vitzthum. *Dermanyssidæ*. *Molossus nasutus* (Mamm.). Puerto la Cruz (Venezuela). *Zeitschr. f. Parasit.*, IV, 1931, p. 9.

Ichoronyssus hasei Vitzthum. *Dermanyssidæ*. *Myotis nigricans* (Mamm.). La Guaira (Venezuela). *Zeitschr. f. Parasit.*, IV, 1931, p. 23.

Ichoronyssus morhae Vitzthum. *Dermanyssidæ*. *Vespertilio nattereri* (Mamm.). Holstein. *Zeitschr. f. Parasit.*, IV, 1931, p. 32.

Spinturnix araguensis Vitzthum. *Parasitidæ*. *Myotis nigricans* (Mamm.). Puerto la Cruz (Venezuela). *Zeitschr. f. Parasit.*, IV, 1931, p. 37.

Hyalomma aequipunctatum Olenov. *Ixodidæ*. Chameau (Mamm.). Arys (Asie centrale). *Zeitschr. f. Parasit.*, IV, 1931, p. 129.

Hyalomma turkmeniense Olenov. *Ixodidæ*. Ni hôte, ni localité. *Zeitschr. f. Parasit.*, IV, 1931, p. 130.

Hyalomma yakimovi Olenov. *Ixodidæ*. Gros bétail. Asie centrale. *Zeitschr. f. Parasit.*, IV, 1931, p. 130.

Ornithodoros tartakovskyi Olenov. *Ixodidæ*. Tortue (Rept.). Uzbekistan (Asie centrale). *Zeitschr. f. Parasit.*, IV, 1931, p. 131.

Euthrombidium (Leptothrombidium) formiceticola M. André. *Thrombididæ*. *Messor barbarus* var. *minor* E. André. Dépt. du Var (France). *Bull. Soc. zool. France*, LV, 1930, p. 466.

Euthrombidium vaudeli M. André. *Thrombididæ*. Hôte inconnu. Hautes-Pyrénées (France). *Bull. Soc. zool. France*, LVI, 1931, p. 30.

Euthrombidium cadurcense M. André. *Thrombididæ*. Hôte inconnu. Tarn-et-Garonne (France). *Bull. Soc. zool. France*, LVI, 1931, p. 34.

Euthrombidium canigulense M. André. *Thrombididæ*. Hôte inconnu. Pyrénées-Orientales (France). *Bull. Soc. zool. France*, LVI, 1931, p. 37.

Euthrombidium distinguendum M. André. *Thrombididæ*. Hôte inconnu. Tarn-et-Garonne (France). *Bull. Soc. zool. France*, LVI, 1931, p. 39.

Dermacentor halli McIntosh. *Ixodidæ*. Pecari (Mamm.). Texas. 7th. Ann. meet. Amer. soc. of parasit., New Orléans, 1931 in *Jl. of parasit.*, XVIII, 1931, p. 124.

Ornithodoros delanoei Roubaud et Colas-Belcour. *Ixodidæ*. Maroc. *Bull. Soc. Path. exot.*, XXIV, 1931, p. 948.

Ornithodoros nicollei H. Mooser. *Ixodidæ*. Mexique. *Annales Inst. de biol. Mexico*, III, 1932, p. 127.

H. G.

Aphaniptères

Xenopsylla sewelli Sharif. *Pulicidæ*. *Gerbillus indicus* (Mamm.). Tundla (Indes). *Rec. of Ind. Mus.*, XXXII, 1930, p. 54.

Xenopsylla hussaini Sharif. *Pulicidæ*. *Gerbillus indicus* (Mamm.). Tundla (Indes). *Rec. of Ind. Mus.*, XXXII, 1930, p. 52.

Synopsyllus Wagner et Roubaud. *Pulicidæ*. Espèce type : *S. fonquernii* Wagner et Roubaud. *Bull. Soc. Path. exot.*, XXV, 1932, p. 327.

Synopsyllus fonquernii Wagner et Roubaud. *Pulicidæ*. *M. rattus alexandrinus* (Mamm.). Tananarive. *Bull. Soc. Path. exot.*, XXV, 1932, p. 327.

H. G.

Diptères

Simulium christophersi Puri. *Simulidæ*. Himalaya. *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1932, p. 906.

Simulium nitidithorax Puri. *Simulidæ*. Himalaya. *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1932, p. 909.

Simulium nilgircum Puri. *Simulidæ*. Indes. *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1932, p. 894.

Simulium ramosum Puri. *Simulidæ*. Himalaya. *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1932, p. 905.

Simulium himalayense Puri. *Simulidæ*. Indes. *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1952, p. 885.

Uranotenia hebes Barraud. *Culicidæ*. Nongpot (Assam). *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1931, p. 609.

Aedes (Christophersomyia) ? ibis Barraud. *Culicidæ*. Sukua (Bengale). *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1931, p. 610.

Aedes (Finlaya) simulatus Barraud. *Culicidæ*. Assam. *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1931, p. 611.

Aedes (Aedes) yusafi Barraud. *Culicidæ*. Delhi. *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1931, p. 612.

Aedes (Aedes) agrestis Barraud. *Culicidæ*. Bombay. *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1931, p. 613.

Aedes (Aedes) clavatus Barraud. *Culicidæ*. Sukna. (Bengale). *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1931, p. 614.

Aedes (Aedes) abditus Barraud. *Culicidæ*. Sukna (Bengale). *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1931, p. 614.

Aedes (Aedes) comatus Barraud. *Culicidæ*. Sukna (Bengale). *Ind. Jl. med. res.*, XIX, 1931, p. 615.

Anopheles listeri de Meillon. *Culicidæ*. Natal et Transvaal. *Jl. Med. Ass. S. A/r.*, 1931, p. 482.

H. G.

ERRATA

Dans la note intitulée :

« Sur la position systématique de *Globidium mucosum* (R. Blanchard 1885), parasite du Kangourou des rochers *Macropus (Petrogale) penicillatus* » de F. COUTELEN, parue dans le précédent numéro (Tome XI, 1^{er} janvier 1933, N° 1) :

1° Au lieu de *Globidium mucosum*, lire *Globidium mucosa* :

a) dans le titre, page 1, ligne 2.

b) à la page 3, ligne 2 et ligne 5 du texte.

c) dans les conclusions, page 5, ligne 1.

2° Au lieu de *Globidium mucosum*, lire *Globidium mucosæ* dans le texte, page 3, ligne 10.

Le Gérant : F. AMIRAULT.

Cahors, Imprimerie COUESLANT (personnel intéressé). — 45.585